



ANNEE 2012 THESE : 2012 –

LA CYSTOCENTESE CHEZ LE CHAT :
CONCEPTION D'IMAGES DESCRIPTIVES ET EVALUATION DE LA VARIABILITE INTER-OPERATEUR DE LA PALPATION VESICALE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT
présentée et soutenue publiquement en 2012
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse

par

GREGOIRE Léa, Lucienne, Rose
Née, le 25 Septembre 1987 à Paris XVIII (75)

Directeur de thèse : M. le Professeur Hervé LEFEBVRE

JURY

PRESIDENT :
M. Jacques POURRAT — Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESSEURS :
M. Hervé LEFEBVRE — Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
M. Brice REYNOLDS — Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRES INVITES :
M. Olivier DOSSIN — Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
M. Marcel AUMANN — Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Mme Audrey NICOLLE — Docteur vétérinaire



TABLE DES MATIERES


TABLE DES ILLUSTRATIONS

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

INTRODUCTION

L’analyse d’urine est fréquemment indiquée en médecine vétérinaire. Plusieurs méthodes de prélèvements d’urine sont décrites en médecine féline. Parmi celles-ci, la cystocentèse est considérée dans la littérature comme la méthode de référence pour prélever des urines chez le chat.

La cystocentèse a été décrite pour la première fois en 1974 [Scott et coll. 1974]. C’est un geste technique spécifiquement vétérinaire. Elle consiste en une ponction transabdominale de la vessie afin de prélever de l’urine. Elle est décrite comme geste thérapeutique pour décomprimer la vessie lors d’obstruction urétrale et comme geste à visée diagnostique.

Sa réalisation semble pourtant poser problème aux vétérinaires praticiens et aucune donnée n’existe sur sa pratique actuelle en France. Son apprentissage paraît pourtant indispensable à l’exercice de la médecine féline.

Les outils disponibles pour la formation en matière de cystocentèse sont peu nombreux et leur contenu pédagogique ne parait pas de nature à permettre un apprentissage efficace de celle-ci. Dans ce contexte, nous pouvons émettre l’hypothèse que les praticiens pourraient souhaiter une formation pratique consacrée à la réalisation de la cystocentèse.

La palpation vésicale est une étape incontournable pour réaliser ce geste. Elle permet notamment d’évaluer le volume de la vessie et donc de juger si sa ponction est possible. Elle permet également d’immobiliser la vessie afin de permettre sa ponction lorsqu’elle n’est pas visualisable par échographie. Toutefois, il n’existe pas à l’heure actuelle de données sur la répétabilité, l’exactitude et la variabilité inter-opérateur de l’évaluation du volume de la vessie par palpation abdominale.

Dans une première partie, ce travail présente l’interêt du prélèvement d’urine et les méthodes utilisées pour réaliser ce prélèvement. Il s’intéresse ensuite aux descriptions de la cystocentèse disponibles dans la littérature, qui sont à l’heure actuelle les seuls supports théoriques auxquels les vétérinaires praticiens peuvent se référer pour se former, si nécessaire. Enfin, la création d’un document de formation décomposant la cystocentèse en étapes est décrite.

Dans une deuxième partie, une étude expérimentale visant à évaluer la variabilité inter-opérateur de la palpation vésicale est présentée.



PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Le prélèvement d'urine en médecine féline

1.1. Importance du prélèvement d'urine en médecine féline

Les maladies qui touchent l'appareil urinaire sont très courantes en médecine vétérinaire féline. Les maladies du bas appareil urinaire sont diagnostiquées chez 4.6% des chats présentés en clinique privé et 6 à 7% des chats présentés dans les écoles vétérinaires, aux Etats-Unis [Dru Forrester et coll. 2007].
Même si ce type d'information n'est pas disponible en France, la fréquence des affections urinaires félines est probablement similaire.

Les signes cliniques associés à ces maladies sont rarement indicatifs d'une étiologie particulière [Gunn-Moore. 2003]. Ils comprennent notamment l'hématurie, la strangurie, la dysurie, la pollakiurie et la périurie. Pour établir un diagnostic, le premier examen complémentaire à réaliser est l'analyse d'urine [Dru Forrester et coll. 2007]. Il est donc nécessaire de prélever des urines dans ce but.

D'autres indications plus générales peuvent également nécessiter un prélèvement d'urine lors du diagnostic ou du suivi. C'est le cas, par exemple, pour des chats atteints de diabète [Bailiff et coll. 2006].

Différentes techniques de prélèvement d'urine sont à la disposition des vétérinaires praticiens.

1.2. Techniques de prélèvements d'urine chez le chat

1.2.1. Miction spontanée

La miction spontanée est souvent utilisée pour récolter de l'urine chez le chien mais très peu chez le chat, compte tenu de ses habitudes de miction. Elle peut être utilisée chez le chat avec une litière non absorbante [Delport et coll. 2005, Chew et coll. 2011] et ne modifiant pas les caractéristiques de l'urine [Reine et coll. 2005].
Son avantage est bien sûr l'absence de manipulation de l'animal et donc le caractère atraumatique de la récolte d'urine [Rubin 2000, Chew et coll. 2011].

Ses inconvénients sont que l'urine peut être contaminée lors de son passage par les voies urinaires et ensuite lors de la récolte [Rubin 2000, Chew et coll. 2011]. Le délai de collecte

peut être long et nécessiter une hospitalisation ou que le propriétaire récolte les urines à son domicile.

1.2.2. Miction provoquée par compression manuelle de la vessie

La miction peut être provoquée manuellement, par l'application de forces de pression sur la vessie.

Cette méthode a pour avantage de se pratiquer sur un animal vigile et de ne pas nécessiter de préparation autre qu'une toilette génitale. Le risque de traumatismes sur d'autres organes que la vessie est minime et celui d'infections basses iatrogènes nul [Osborne et coll. 1999]. Cette technique de prélèvement est fréquemment utilisée car elle est relativement facile chez le chat dont la vessie est aisément palpable. Le volume d'urine contenu dans la vessie doit être cependant suffisant pour permettre cette technique [Osborne et coll. 1999].

En revanche, le risque de contamination du prélèvement au cours de son recueil, par des cellules, bactéries et autres débris cellulaires localisés dans le tractus urinaire distal, le tractus génital, ou sur la peau et les poils est important [Osborne et coll. 1999].

La compression manuelle exercée ne doit pas être trop forte sous peine d'induire un traumatisme vésical [Osborne et coll. 1999]. Contrairement à la miction naturelle où la contraction du détrusor est associée à un relâchement coordonné volontaire et involontaire des sphincters urétraux, la compression manuelle de la vessie augmente la pression intra vésicale mais peut ne pas être associée à un relâchement simultané de ces sphincters. L'urine, potentiellement infectée, peut refluer dans la prostate, les uretères, les bassinets et les reins, et ainsi disséminer une infection.
L'application d'une compression manuelle prolongée et continue sur la vessie est à proscrire car elle s'accompagne d'un risque supérieur de reflux, par rapport à l'application d'une compression manuelle transitoire.
Cette méthode est déconseillée par certains auteurs pour un examen cytobactériologique des urines, en raison du fort taux de contamination de l'échantillon au cours de son prélèvement [Lees et coll. 1984].

1.2.3. Cathétérisme urétral

Cette technique consiste en une récolte de l'urine par sondage urétral.

Le cathétérisme urétral doit être aseptique afin de diminuer au maximum les risques d'infections urinaires iatrogènes et la contamination du prélèvement. Ainsi, il est préconisé d'utiliser des sondes stériles, de désinfecter préalablement le méat urinaire et de porter des gants stériles [Dru Forrester et coll. 2010, Rubin 2000]. Chez le chat, une anesthésie générale est souvent nécessaire [Rubin 2000], une sédation peut suffire lorsque l'animal ne présente pas d'obstruction et que le sondage vise simplement à recueillir de l'urine.

Pour les mâles, le pénis est extériorisé doucement et une traction caudale de celui-ci est effectuée [Rubin 2000]. La sonde est ensuite insérée depuis l'orifice urétral jusqu'à la vessie de façon stérile.

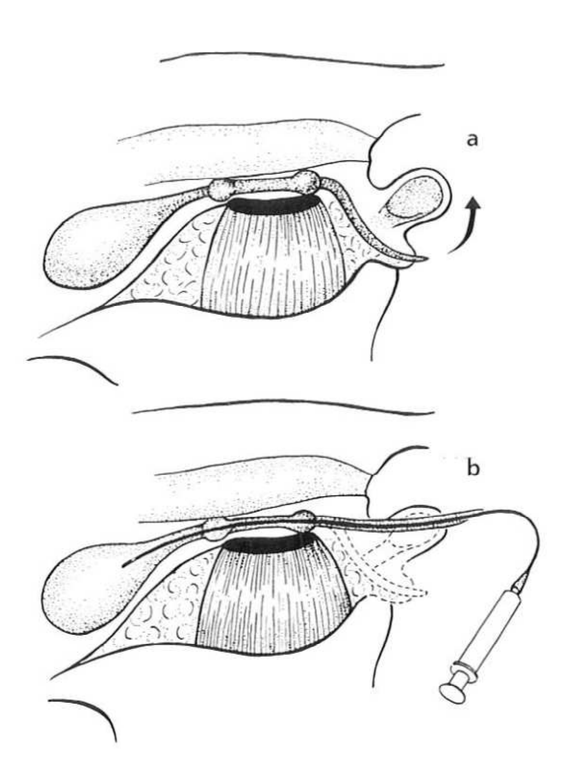


Figure 1 : Position du pénis chez le chat mâle permettant le sondage urétral (d'après Rubin 2000)

Chez les femelles, un anesthésique local peut être injecté dans le vagin. La procédure peut se réaliser en aveugle ou à l'aide d'un spéculum. La papille urétrale est localisée à environ 1cm de la commissure ventrale de la vulve. La sonde, préalablement lubrifiée, doit être plaquée contre la paroi ventrale du vagin, avancée jusqu'à l'orifice urétral puis introduite doucement jusqu'à la vessie [Fry et coll. 2004, Rubin 2000].

L'extrémité de la sonde, pour être bien positionnée, doit atteindre la lumière de la vessie.

Le sondage urétral a pour inconvénient majeur d'être un acte traumatique pour les voies urinaires basses. Une hématurie micro et/ou macroscopique est souvent observée. Tout sondage inutile doit donc être évité, particulièrement chez les chats présentant un risque accru d'infection du tractus urinaire [Osborne et coll. 1999].
Cette technique est plus invasive et coûteuse que les autres.

1.2.4. Cystocentèse

L'indication principale de la cystocentèse est le prélèvement d'urine à des fins diagnostiques. Une deuxième indication est la décompression de la vessie lorsque l'animal présente une obstruction urétrale. En effet, l'obstruction urétrale conduit à une augmentation de la pression vésicale douloureuse et pouvant être à l'origine d'une souffrance rénale aiguë.

La cystocentèse permet la collecte de prélèvements urinaires non contaminés par le passage dans les voies urinaires basses. Le sondage et la miction ne sont pas les méthodes préconisées pour le prélèvement d'un échantillon destiné à un examen bactériologique chez le chat et le chien. [Comer et coll. 1981, Scott et coll. 1974]. Le risque d'infection urinaire iatrogène est limité lors de cystocentèse contrairement à d'autres méthodes de prélèvements [Biertuempfel et coll. 1981, Lees et coll. 1984].

Les contre-indications absolues à la pratique d'une cystocentèse sont limitées : un animal ayant des troubles de la coagulation peut présenter des saignements plus ou moins persistants après réalisation d'une cystocentèse [Chew et coll. 2011, van Duijkeren et coll. 2004].

Une vessie peu remplie est une contre-indication relative à la réalisation d'une cystocentèse. En effet, la difficulté réside dans le fait que la paroi de la vessie est très élastique et que son épaisseur augmente lorsque la vessie est vide. Ponctionner cette paroi s'avère alors plus difficile et nécessite parfois des à-coups de l'aiguille pouvant entraîner des lésions.

Le prélèvement d'urine par cystocentèse d'un animal présentant un carcinome transitionnel de la vessie est également déconseillé. En effet, la ponction accidentelle de cette tumeur pourrait conduire à une dissémination de celle-ci, même si aucune étude n'a encore été réalisée concernant la fréquence et l'importance de ce problème [Chew et coll. 2011].

Pour réaliser une cystocentèse chez le chat en vue d'une analyse d'urine, une aiguille de 0.6 ou 0.7 mm de diamètre (soit 21 à 23 G), de 16 à 38 mm de long et une seringue de 5 ml

à 10 ml sont, la plupart du temps, préconisées. Pour une décompression vésicale, le matériel et la technique sont légèrement différents [Osborne et coll. 1996].

L'abdomen de l'animal est préalablement palpé afin d'identifier la vessie et d'évaluer son degré de réplétion. Cette évaluation permet ensuite de décider de la réalisation de la cystocentèse. En effet, une vessie ne contenant pas assez d'urine ne peut être ponctionnée correctement.

Une fois la zone de ponction identifiée, celle-ci peut être tondue et désinfectée. Cependant, la préparation chirurgicale de la zone à ponctionner ne semble pas avoir d'influence sur les résultats de l'analyse d'urine et de la bactériologie. [Fry et Holloway. 2004]

La cystocentèse semble être bien tolérée la plupart du temps, aucune anesthésie locale ou générale n'est nécessaire. Si l'animal est peu coopératif, une légère tranquillisation peut être utilisée.

La plupart du temps, l'animal est placé en décubitus latéral ou dorsal. La vessie est immobilisée avec une main tandis que l'autre main tient la seringue. La vessie peut être mobilisée doucement avant la ponction afin de mettre en suspension d'éventuels sédiments vésicaux.

Certains auteurs mentionnent l'utilisation d'un échographe afin de visualiser la vessie. Dans ce cas, la vessie n'est pas immobilisée. La sonde échographique est posée en regard de la position de la vessie, visualisée à l'écran et permet de suivre la progression de l'aiguille lors de la ponction.

L'aiguille est insérée dans la vessie en passant à travers la paroi abdominale. L'insertion se fait dans la paroi ventrale ou ventro-latérale de la vessie, ce qui permet de minimiser le risque de traumatismes des uretères et des gros vaisseaux abdominaux.

Lors de la traversée de la paroi vésicale, l'aiguille doit avoir un angle d'environ 45° par rapport à la paroi abdominale afin de pénétrer selon une trajectoire oblique, le but étant de réduire au maximum la fuite d'urine dans la cavité péritonéale après le retrait de l'aiguille. La direction de l'aiguille doit être de l'avant vers l'arrière de l'animal, c'est-à-dire en direction du trigone vésical.

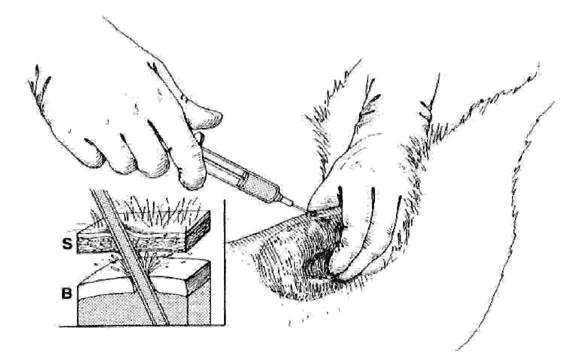


Figure 2 : Cystocentèse en décubitus dorsal : fuite d'urine dans la cavité abdominale si la pression exercée sur la vessie est trop importante (d'après Kruger et al. 1996)

Pour faciliter la ponction vésicale, il est recommandé de diriger le biseau de l’aiguille vers l’extérieur.
La pression exercée sur la vessie lors de l’immobilisation ne doit pas être trop forte pour éviter une fuite d’urine dans la cavité péritonéale.
Une fois l’aiguille dans la vessie, une aspiration douce est effectuée pour collecter le volume d’urine désiré. La ponction doit être réalisée de manière à pouvoir mobiliser le piston sans avoir à lâcher la seringue et à aspirer l’urine de manière continue.

Réalisée correctement, la cystocentèse est la technique de choix, notamment pour la réalisation d’un examen cytobactériologique des urines (ECBU). [Lees GE et al. 1984, 1981 Comer and Ling. 1981, van Duijkeren et al. 2004]. L’étude la plus récente a été réalisée sur 79 chats de 6 mois à 17 ans, présentant des signes cliniques de maladie du bas appareil urinaire : pollakiurie, hématurie, strangurie. Une culture des urines prélevées par différentes méthodes (cystocentèse pour 39 animaux, cathétérisation pour 11 et miction pour 29) a été effectuée. Cette étude montre que 27% des prélèvements réalisés par cathétérisation ou miction ont donné des résutats faussement positifs contre 8% par cystocentèse.

Pour que la cystocentèse soit réalisable, la vessie doit néanmoins contenir un volume minimal d'urine. Par exemple, dans le cas d’un animal présentant une cystite avec une pollakiurie, la vessie peut ne pas contenir suffisamment d’urine pour effectuer une cystocentèse.
La cystocentèse est souvent associée à une hématurie microscopique liée à la ponction vésicale, pouvant être majorée lors de cystite, les vaisseaux de la paroi vésicale étant dilatés par l’inflammation.

Très peu de complications sont associées à la cystocentèse. Chez un chien, une lacération de l’aorte a été décrite suite à une cystocentèse [Buckley et coll. 2009], mais aucun effet indésirable aussi grave n’est rapporté chez le chat. Du ptyalisme et des vomissements ont été observés après une cystocentèse [Chew et coll. 2011]. Très rarement, une perte de connaissance peut être observée, notamment chez les chats souffrant de maladies cardiovasculaires [Chew et coll. 2011].

2. La cystocentèse en médecine féline

2.1. Comparaison des différentes méthodes de prélèvement d'urine

Les avantages et inconvénients des méthodes de prélèvement d'urine présentées ci-dessus sont comparés dans un tableau.

Tableau 1 : Avantages et inconvénients des différentes techniques de prélèvement d'urine chez le chat

Techniques	Avantages	Inconvénients
Miction spontanée	Atraumatique Simplicité Animal vigile	Miction non immédiate Contamination des urines
Miction provoquée par palpation/pression	Rapidité Simplicité Animal vigile	Traumatisme possible Contamination des urines Réplétion vésicale minimale nécessaire
Cathétérisme urétral	Vidange vésicale Permet l'évaluation de la perméabilité des voies urinaires et la reperméabilisation urétrale	Traumatisme des voies urinaires hautes Possible hématurie iatrogène Risque d'infection iatrogène Nécessité d'une anesthésie générale Coût Complexité (asepsie, matériel …)
Cystocentèse avec échographe	Traumatisme peu probable Visualisation de la vessie Pas de risque de contamination du prélèvement Pas de risque d'infection Animal vigile	Difficulté de contention Matériel (coût, disponibilité) Réplétion vésicale minimale nécessaire Hématurie possible
Cystocentèse sans échographe	Pas de risque de contamination du prélèvement Pas de risque d'infection Rapidité Peu de contention Animal vigile	Traumatisme possible si la technique n'est pas maitrisée Réplétion vésicale minimale nécessaire Hématurie possible

2.2. Etat de l’usage de la cystocentèse en médecine féline

Une enquête publiée en 2004 et réalisée aux Etats-Unis sur la fréquence d’utilisation de certaines procédures en médecine des animaux de compagnie classe la cystocentèse comme le 15ième acte médical le plus fréquent en pratique vétérinaire courante [Greenfield et al. 2004].

Cette étude classe les procédures à maitriser par un vétérinaire à la fin de sa formation initiale par ordre d’importance. Parmi 54 procédures, la cystocentèse est classée comme le 16ième geste que les nouveaux diplômés doivent maitriser sans supervision [Greenfield et al. 2004].

En France, il n’existe aucune étude faisant un état des lieux de la fréquence de la pratique des gestes techniques en médecine vétérinaire. Une enquête a été réalisée par l’Unité de Recherche Clinique de l’Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse auprès de 8200 vétérinaires pratiquant la médecine des animaux de compagnie en 2012. Elle a pour but de faire un état des lieux de la fréquence du prélèvement d’urine chez le chat et des méthodes utilisées pour réaliser celui-ci par les vétérinaires en France. Les résultats de cette enquête ne sont pas encore disponibles.

3. Apprentissage de la cystocentèse

3.1. Outils à la disposition des vétérinaires praticiens pour apprendre à réaliser une cystocentèse

A l’Ecole nationale vétérinaire de Toulouse, il n’existe aucune formation dédiée spécifiquement à la cystocentèse. Aucune information n’est disponible sur l’enseignement de la cystocentèse dans les autres écoles vétérinaires en France.

Différents types d’ouvrages décrivent la cystocentèse, notamment des ouvrages de médecine féline, des ouvrages de propédeutique et des ouvrages traitant des affections urinaires. Une recherche exhaustive de ces ouvrages n’a pas été réalisée. Les principaux ouvrages consultés sont comparés dans l’analyse des descriptions de la cystocentèse dans la littérature.

De nombreux articles mentionnent la cystocentèse. Mais peu d’articles décrivent sa réalisation pratique. La recherche : « (cystocentesis[Title]) AND (cat[Title] OR feline[Title]) » sur le site pubmed (http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed), ne permet d’identifier que quatre articles :

- Cystocentesis is essential for reliable diagnosis of urinary tract infections in cats. van Duijkeren E, van Laar P, Houwers DJ. Tijdschr Diergeneeskd. 2004 Jun 15;129(12):394-6.

- Cystocentesis. Diagnostic and therapeutic considerations. Kruger JM, Osborne CA, Ulrich LK. Vet Clin North Am Small Anim Pract. 1996 Mar;26(2):353-61
- [Cystocentesis in dogs and cats]. Hörauf A, Lechner J. Tierarztl Prax. 1991 Oct;19(5):535-8. German.
- Abdominal paracentesis and cystocentesis. Scott RC, Wilkins RJ, Greens RW. Vet Clin North Am. 1974 May;4(2):413-7

Trois de ces quatre articles sont incrits dans la bibliographie de ce travail. Le quatrième n'a pu être intégré car celui-ci n'est pas disponible en anglais.

Dans la barre de recherche du site Google (http://www.google.com), les mots clés : « cystocentesis » et « cat » donnent environ 12 600 résultats. Parmi les premiers résultats (français et anglais), on a :

- Des fiches présentant la cystocentèse mises à disposition par des laboratoires (Vetoquinol, Idexx, Orbio)
- Des sites dédiés aux propriétaires d'animaux de compagnie et des forums (www.petplace.com/cats, http://www.felinecrf.com, http://www.justanswer.com/cat-health)
- Un site d'une école vétérinaire : Washington State University (http://www.vetmed.wsu.edu/resources/Techniques/cysto.aspx)
- Des sites indépendants dédiés aux vétérinaires (http://www.vetinfo.com, www.vetarusi.com, http://www.vetstream.com, www.catprofessional.com)
- Des références aux articles et aux ouvrages de médecine vétérinaire

La recherche de vidéos montrant une cystocentèse chez le chat donne trois résultats de bonne qualité :

Cystocentèse chez le chat debout, vigile : http://www.youtube.com/watch?v=RVwFi4bKgFY

Cystocentèse et cathétérisation urétrale chez le chien et chez le chat en décubitus latéral, sédaté : http://www.youtube.com/watch?v=UG6kA1WpRQg&feature=endscreen

Cystocentèse chez le chat en décubitus dorsal et sédaté : http://www.youtube.com/watch?v=jd7V_7AWpm4

3.2. Analyse des descriptions de la cystocentèse dans la littérature

Pour réaliser l'analyse des descriptions de la cystocentèse disponibles, douze documents ont été choisis. Neuf ouvrages [12, 15, 19, 22, 27, 33, 37, 41, 42], deux articles [7, 29] et un document venant d'un site internet [9]. Le choix de ces documents s'est basé sur leur date de publication (publiés au cours des quinze dernières années), sur leur accessibilité et sur leur intérêt pédagogique. Une synthèse de leur description est présentée dans les quatre tableaux ci-dessous. La description détaillée, concernant la cystocentèse, pour chacune des références est présentée en annexe. (**annexe 1**)

Tableau 2 : Indications décrites (oui/non) et description du matériel (Aiguille : 1ère ligne : diamètre (G), 2ème ligne : longueur de l'aiguille (mm), Seringue : volume de la seringue 1ère ligne : prélèvement pour analyse, 2ème ligne : décompression vésicale) dans les références choisies

Référence	Indications			Description du matériel	
	Décompression de la vessie	Analyse d'urine simple	Examen bactériologique des urines	Aiguille : diamètre/ longueur	Seringue : diagnostique/ thérapeutique
Kruger et al. (1996)	oui	oui	oui	22G 25-38 mm	5-12 mL 20-60 mL
Winters (1998)	non	oui	oui	21-22G 31-57 mm	0
Osborne et al (1999)	non	oui	oui	0	0
Rubin (2000)	non	oui	oui	22G	10-12 mL
Brown (2006)	non	oui	oui	25G 16-25 mm	Toutes les tailles
Gomez et al. (2007)	oui	non	oui	21-22G 40 mm	0
Wamsley et al (2007)	non	oui	oui	23G 16-25 mm	6 mL
Crow (2009)	oui	oui	oui	0	0
Caney (2009)	non	non	non	23G	5-10 mL
Dru Forrester et al (2010)	oui	oui	oui	22G 38 mm	12 mL
Hébert (2010)	non	oui	oui	21-24G 3/10-5/10	5 mL
Chew (2011)	non	oui	oui	22G	6-12 mL

Les indications de l'analyse d'urine et de l'examen bactériologique sont évoquées dans presque toutes les références étudiées (respectivement 10 et 11/12). Seul un tiers de celles-ci évoque la cystocentèse comme un geste d'urgence lors d'obstruction du bas appareil urinaire. Le matériel utilisé est généralement décrit et peut varier d'un ouvrage à l'autre.

Tableau 3 : Position du chat (oui : mentionnée/non : non mentionnée), nécessité de la tonte et du nettoyage du site de ponction et description du placement des mains (0 : non décrit ; + : mention de la position des mains sans indication pour savoir si c'est la main gauche ou droite ; ++ : mention de la position et quelle main (gauche ou droite)) pour la réalisation d'une cystocentèse dans différentes références bibliographiques.

Référence	Position de l'animal			Tonte et nettoyage du site de ponction	Placement des mains
	Décubitus latéral	Décubitus dorsal	Animal debout		
Kruger et al. (1996)	oui	oui	non	Préconisé	0
Winters (1998)	oui	oui	non	0	0
Osborne et al (1999)	non	non	non	0	0
Rubin (2000)	oui	oui	non	Préconisé	+
Brown (2006)	oui	oui	non	Seulement si animal sale	0
Gomez et al. (2007)	non	non	non	Préconisé	0
Wamsley et al (2007)	non	non	non	0	0
Crow (2009)	oui	oui	non	0	0
Caney (2009)	oui	oui	oui	Pas d'utilité	++
Dru Forrester et al (2010)	oui	oui	non	Possible	+
Hébert (2010)	non	non	non	Préconisé	0
Chew (2011)	oui	oui	non	Tonte préconisée Nettoyage déconseillé	0

8/12 auteurs mentionnent la position de l'animal pour effectuer une cystocentèse chez le chat. Ces auteurs préconisent tous le décubitus dorsal ou latéral. Ils justifient ce choix par une plus grande facilité de réalisation dans ces positions. La cystocentèse sur chat debout n'est décrite (en plus des décubitus dorsal et latéral) que dans un document sur douze, mais n'est jamais déconseillée.

La tonte et la désinfection du site de ponction sont mentionnées dans 8/12 références. Les avis semblent partagés sur leur utilité, bien qu'une étude ait montré que cela n'avait pas d'influence sur l'examen cytobactériologique des urines [Fry and Holloway. 2004]

La position des mains sur l'animal n'est pas décrite par 3/4 des auteurs. Ce choix s'explique peut être, pour la moitié d'entre eux, par le fait que des images explicatives montrant celle-ci sont présentes.

Tableau 4 : Détails de la description de la cystocentèse (0 = aucune mention ; + = geste mentionné mais non décrit ; ++ = description moyenne ; +++ = bonne description du geste) dans différentes références bibliographiques.

Référence	Décomposition du geste					Utilisation d'un échographe
	Palpation vésicale	Immobilisation	Manipulation de la seringue	Ponction (site/ angle)	Retrait de l'aiguille	
Kruger et al. (1996)	+++	+++	+	+++	0	non
Winters (1998)	0	+	+	++	++	non
Osborne et al (1999)	+	+	0	++	0	non
Rubin (2000)	+	++	0	+++	++	non
Brown (2006)	++	++	0	++	0	oui
Gomez et al. (2007)	+	+	++	++	0	non
Wamsley et al (2007)	0	0	0	0	0	oui
Crow (2009)	0	0	0	+	0	non
Caney (2009)	+	+	+	0	++	oui
Dru Forrester et al (2010)	+	+	+	++	+	oui
Hébert (2010)	0	+	+	+	+	oui
Chew (2011)	+	+	+	++	0	non

Le tableau 5 nous montre que les documents sont très disparates en termes de description précise des étapes pour réaliser une cystocentèse. L'étape généralement la mieux décrite (6 ++ et 2 +++ soit 8/12) est celle de la ponction : le site, l'angle et la position de l'aiguille sont détaillés. Il est à noter que deux ouvrages mentionnent la cystocentèse sans décrire sa réalisation [7, 27].

La description hâtive de certaines étapes pourrait être expliquée par la présence d'images complétant celle-ci. Ce qui peut être vérifié grâce au tableau suivant.

L'utilisation d'un échographe comme aide pour réaliser une cystocentèse est mentionné dans 5/12 documents.

Tableau 5 : Mention de l'utilisation d'un échographe (oui/non) et présence d'images explicatives (nombre, description, qualité pédagogique de l'image : + = mauvaise qualité ou peu informative ; ++ = qualité moyenne ou d'intérêt pédagogique moyen ; +++ = image de bonne qualité et d'intérêt pédagogique important) dans différentes références bibliographiques.

Référence	Présence d'images (nombre, type, description, qualité : +/++/+++)
Kruger et al. (1996)	**1 dessin** : cystocentèse décubitus dorsal (fuite d'urine si pression trop forte lors de l'immobilisation) (++), **1 schéma** : insertion de l'aiguille : position correcte et incorrecte (+++)
Winters (1998)	**1 photographie** : cystocentèse décubitus dorsal chez un chien (++)
Osborne et al (1999)	**1 photographie** : seringue remplie d'urine (hématurie) (+) **2 dessins** : angle de l'aiguille (++) et passage de l'aiguille à travers la peau (++)
Rubin (2000)	**3 dessins** : palpation vésicale (+++), cystocentèse décubitus dorsal chez le chien (+++), cystocentèse décubitus latéral chez le chien (+++)
Brown (2006)	**4 photographies** : cystocentèse décubitus latéral chez un lapin (+), palpation vésicale en décubitus dorsal chez un lapin (+), cystocentèse échoguidée (position de la seringue montée et de la sonde échographique) (++), insertion de la seringue montée lors d'une cystocentèse en décubitus latéral chez le lapin (++), **1 image échographique** de la vessie (++)
Gomez et al. (2007)	**2 photographies** : palpation et immobilisation de la vessie (+), direction de la seringue montée lors de la ponction (++) **1 dessin** : immobilisation de la vessie (+)
Wamsley et al (2007)	Aucune illustration
Crow (2009)	**1 dessin** : site de ponction lors d'une cystocentèse (+)
Caney (2009)	**5 photographies** : matériel : aiguille, seringue (++), palpation vésicale et position de l'animal (++), cystocentèse sur chat debout (++), cystocentèse décubitus dorsal (++), cystocentèse décubitus latéral (++)
Dru Forrester et al (2010)	**1 photographie** : cystocentèse décubitus dorsal chez un chien (+)
Hébert (2010)	Aucune illustration
Chew (2011)	**4 dessins** : cystocentèse décubitus latéral chez le chat (+++), cystocentèse décubitus latéral chez le chien (+++), cystocentèse décubitus dorsal chez le chien (++), insertion de l'aiguille dans la vessie (+++)

La présence d'images explicatives permet une bonne compréhension du geste à effectuer lorsqu'elles sont de bonne qualité. Une majorité de documents (10/12) fournissent des images associées à leur description mais ces images n'aident pas toujours à comprendre la mise en œuvre de la cystocentèse ou sont de trop mauvaise qualité (notées + ou ++ pour 7/10 documents).

Dans les types d'images utilisées, les photographies n'ont pas un intérêt pédagogique majeur car elles ne montrent qu'une image fixe. Seuls les dessins permettent de visualiser par transparence la position exacte des mains, de la seringue et de la vessie lors d'une cystocentèse.

Aucun de ces documents ne fournit une description complète et précise de la cystocentèse

3.3. Conception d'un support illustré

L'apprentissage d'un geste technique doit d'abord passer par l'acquisition des bases théoriques nécessaires à sa réalisation. Nous avons vu qu'il existe de nombreux ouvrages décrivant comment réaliser une cystocentèse mais leurs explications sont trop souvent incomplètes et manquent d'images explicatives.

Pour permettre un apprentissage optimisé, nous avons donc conçu un document didactique présentant et détaillant la réalisation d'une cystocentèse.

Trois pré-requis sont nécessaires pour entreprendre une cystocentèse :
Premièrement, la palpation abdominale et l'identification de la vessie,
Deuxièmement, l'immobilisation de la vessie,
Troisièmement, la manipulation de la seringue.

Afin de faciliter la compréhension et l'apprentissage de cette méthode, il a été décidé de créer des images décrivant les 3 gestes de base ainsi que la réalisation d'une cystocentèse par abord latéral sur un chat debout et vigile, pour un opérateur droitier. La réalisation de dessins a été privilégiée à celles des photographies afin de pouvoir représenter les structures internes.
Les images ont été conçues par la société « micromu » :
Micromu , *Agence de communication multimédia*
Pauline ESCHENBRENNER, Céline BERNARD, Adrien LABORIE
16, rue de la République, 32 130 SAMATAN
contact@micromu.fr, www.micromu.fr

pour le compte de l’Unité de Recherche Clinique de l’Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.

Quatre mois de travail ont été nécessaires à la conception des images explicatives associées à la description précise de la cystocentèse.

Le résultat est exposé ci-dessous :

La palpation abdominale

a. Pour réaliser la palpation abdominale, le chat est placé debout sur la table de consultation. Un aide est placé face à la largeur de la table à la tête du chat et vise par une contention légère à éviter la fuite et les mouvements de défense de l’animal. Pour cela il tient la tête du chat entre ses 2 mains.
b. Le manipulateur se place face à la longueur de la table de telle façon que la tête de l’animal et l’aide se trouvent à sa gauche. Il place sa main gauche à plat sous l’encolure de l’animal, sa main droite étant utilisée pour effectuer la palpation abdominale.
c. Le manipulateur peut également réaliser la palpation abdominale de la même façon sans aide.
d. La main droite du manipulateur est placée à plat sous l’abdomen. Son pouce est placé sur le côté gauche de l’abdomen, tandis que ses autres doigts sont placés du côté droit.
e. Le manipulateur commence par une palpation superficielle et légère entre le pouce et les autres doigts.
f. Le degré de contraction des muscles abdominaux est évalué, la palpation n’étant poursuivie en augmentant progressivement la pression exercée par les doigts sur la paroi abdominale, que lorsque ceux-ci sont suffisamment relâchés.

École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Cystocentèse chez le chat

maintien du chat de la main gauche(1)

palpation vésicale de la main droite(1)

(1) Pour un opérateur droitier

Planche 1 :

Palpation vésicale

Figure 3 : Planche 1 – Palpation vésicale (Crédit : URC_ENVT)

L'identification de la vessie

a. A la palpation, la vessie est une sphère de consistance liquidienne de taille variable selon son degré de réplétion.
b. Elle est située sur le plancher de l'abdomen caudal, sous le colon, habituellement facilement identifié comme une structure tubulaire remplie de matières fécales de consistance solide plus ou moins dure.
c. A ce stade, le manipulateur doit évaluer le degré de réplétion vésicale.

L'immobilisation de la vessie

a. La vessie possède quatre pôles: un pôle crânial, un pôle caudal contenant le trigone vésical, un pôle dorsal, un pôle ventral et deux parois: droite et gauche. Elle est principalement fixée caudalement par sa jonction avec l'urètre.
b. Lorsque la vessie a été identifiée, il est nécessaire de l'immobiliser. Lors de la palpation, le pouce se retrouve alors sur la paroi gauche de la vessie, tandis que les quatre autres doigts se trouvent au niveau de la paroi droite, la vessie repose dans la paume de la main.

c. L’opérateur accentue légèrement le mouvement de supination de la main droite, ce qui a pour effet de décaler son pouce vers l’arrière et les doigts opposés vers l’avant tout en plaçant la face latérale gauche et le pôle crânial de la vessie au contact de la paroi abdominale gauche. Le pouce se trouve alors au niveau du trigone vésical tandis que les autres doigts de la main placés le long de la paroi vésicale droite évitent sa fuite vers l’avant et vers le haut.

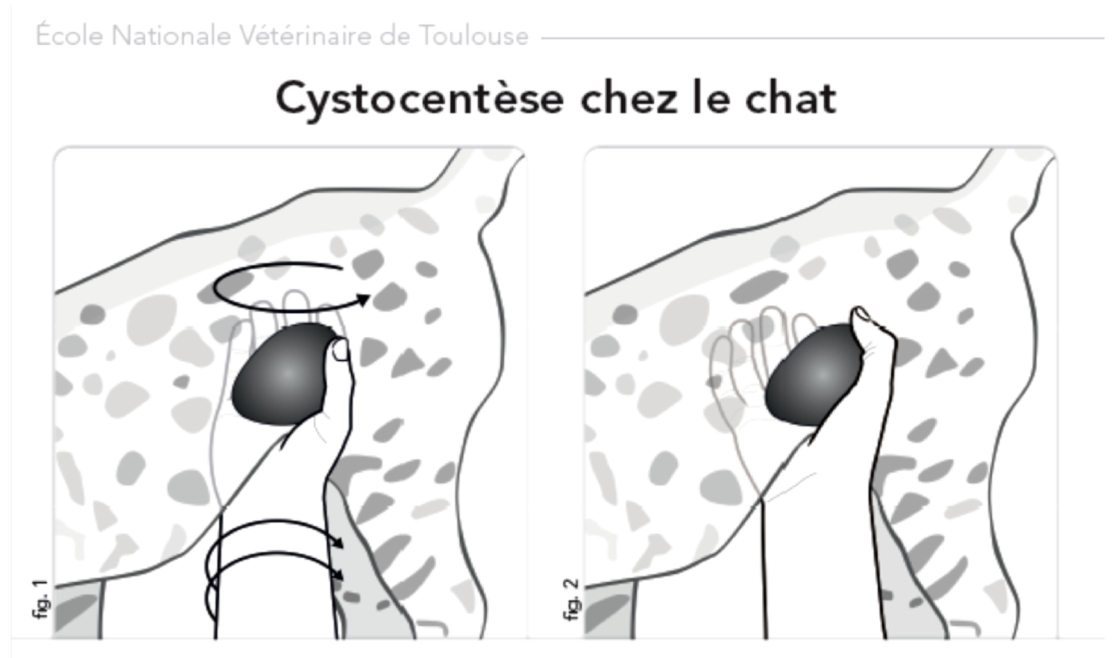


Figure 4 : Planche 2 – Préhension/immobilisation de la vessie pour ponction (Crédit : URC_ENVT)

La manipulation de la seringue avec la main gauche

a. Le dispositif utilisé est composé d’une seringue montée de 5 ml stérile (Injekt 5 ml B Braun, Melsungen, Germany), composée de :
   i. Un piston vert de section transversale cruciforme terminé par un disque à chacune de ses extrémités.
   ii. un corps transparent gradué de 1 à 6ml dont l’extrémité opposée au canon est pourvue de deux ailettes.

b. L’aiguille montée est un modèle de 0.8x25mm (21Gx1’’, Terumo Europe, Leuven, Belgium), de code couleur vert, avec son bouchon.

c. L’entrainement consiste à manipuler le couple monté seringue-aiguille avec la main gauche

d. L’index, le majeur et le cas échéant l’annulaire sont positionnés sur le piston pour actionner celui-ci. Chaque doigt trouve sa place dans un des espaces de la section cruciforme, au contact de la face interne du disque du piston. Le manipulateur place l’extrémité de son pouce au niveau de la face externe d’une ailette du corps de la seringue.
e. Le pouce effectue un contre appui sur l’ailette du corps de la seringue tandis sue les autres doigts sont ramenés en crochet vers la paume de la main, ce qui entraîne la translation du piston.
f. Le mouvement doit pouvoir être réalisé sans que le corps de la seringue n’effectue de mouvement, notamment par rapport à son axe longitudinal.

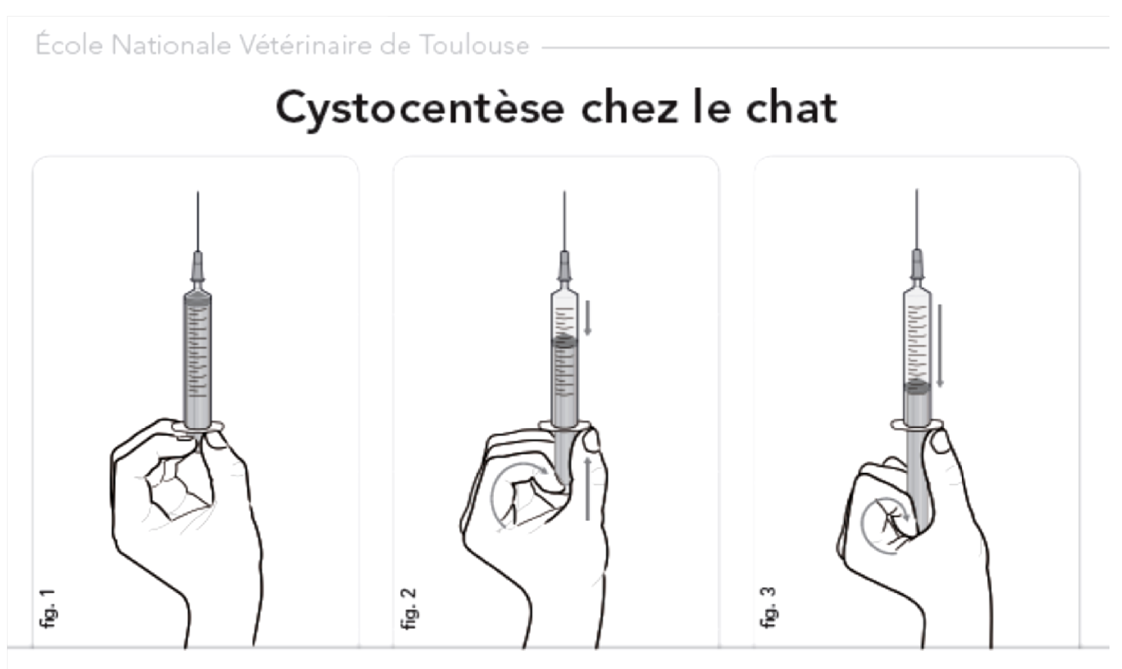


Figure 5 : Planche 3 – Manipulation de la seringue de la main gauche (Crédit URC_ENVT)

La cystocentèse

a. Le premier geste consiste à ponctionner délicatement la vessie immobilisée, en tenant la seringue comme précédemment indiqué de la main gauche, par un abord latéral gauche. L’angle de pénétration doit être d’environ 45° par rapport à la paroi vésicale gauche.

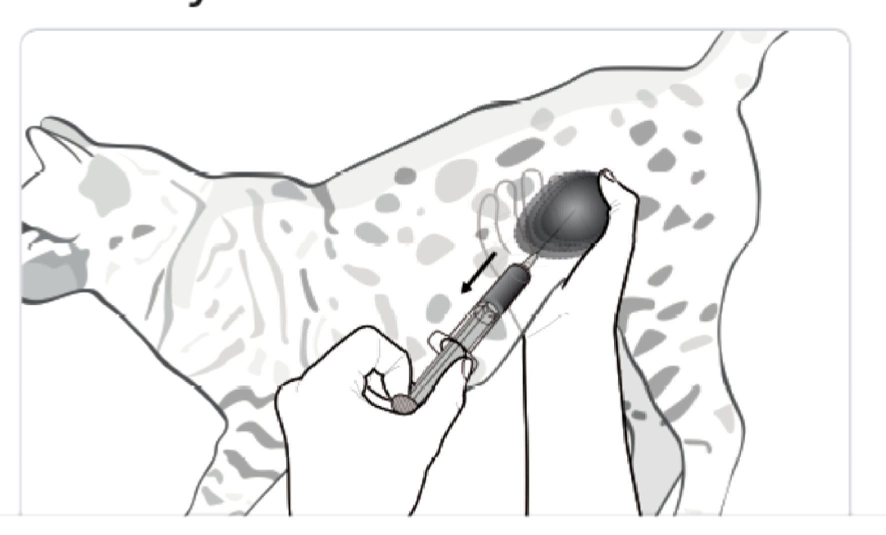
b. Le pouce appuyé sur l'ailette du corps de la seringue permet la transmission du mouvement de translation de l'ensemble seringue aiguille sur son axe longitudinal. Les autres doigts permettent de tenir la seringue montée et guident la ponction.
c. Il faut ensuite aspirer l'urine en mobilisant le piston avec les doigts opposés au pouce dans un mouvement de rétraction qui les ramène vers la paume de la main. Le pouce reste immobile et assure la stabilité et le contre appui lors de la ponction. Il faut que l'aiguille reste la plus immobile possible dans la vessie afin de ne pas léser les parois de celle-ci par des mouvements incontrôlés. Le manipulateur peut s'appuyer contre la paroi abdominale afin d'obtenir une plus grande stabilité
d. Lorsque la seringue contient 6ml d'urine, l'aiguille est alors retirée de la vessie, les doigts de la main gauche restant toujours dans la même position.
e. La vessie est ensuite relâchée délicatement par le manipulateur, et celle-ci reprend alors sa place initiale.



Figure 6 : Planche 4-1 – Cystocentèse : ponction vésicale (Crédit : URC_ENVT)

École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Cystocentèse chez le chat



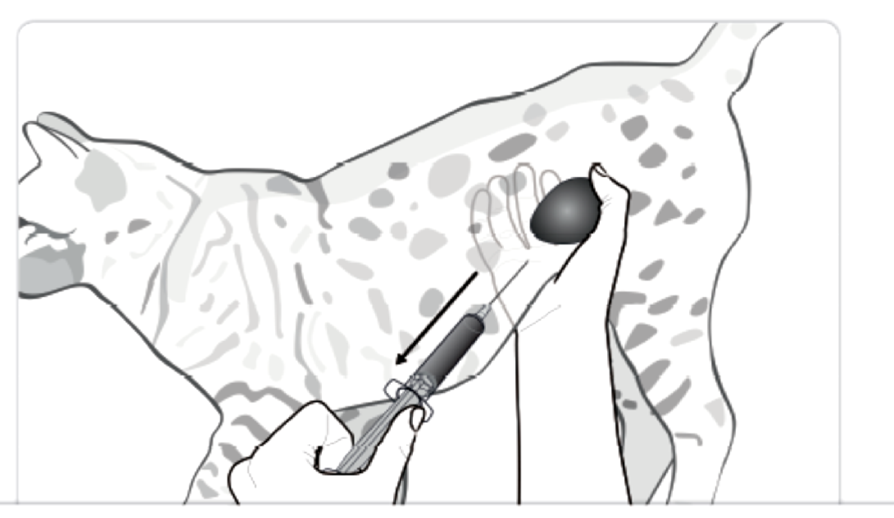
<u>Planche 4 - étape 2</u> :

Cystocentèse : prélèvement d'urine

Figure 7 : Planche 4-2 –Cystocentèse : prélèvement de l'urine (Crédit URC_ENVT)

École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Cystocentèse chez le chat



<u>Planche 4 - étape 3</u> :

Cystocentèse : retrait de l'aiguille montée

Figure 8 : Planche 4-3 – Cystocentèse : retrait de l'aiguille (Crédit URC_ENVT)

Un document destiné à la vidéoprojection a ensuite été réalisé (**annexe 2**) afin de pouvoir enseigner facilement les bases théoriques de notre méthode. Ce document rappelle les indications et contre-indications d’une cystocentèse, la description des étapes associées aux images ainsi que ses avantages, inconvénients et ses complications.

DEUXIEME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE

1. Problématique

La cystocentèse nécessite la maîtrise de plusieurs gestes élémentaires. La première étape est la palpation vésicale. Celle-ci fait partie des acquis des vétérinaires praticiens. Toutefois, nous avons vu précedemment que la réalisation d'une cystocentèse requérait un certain degré de réplétion vésicale évalué par la palpation ou par l'image échographique de la vessie. L'exactitude et la variabilité inter et intra-opérateur de la palpation vésicale chez le chat sont donc les premiers facteurs limitants potentiels pour l'apprentissage de la cystocentèse féline dans le cadre d'une formation continue. Ces caractéristiques n'ont, à notre connaissance, jamais été documentées chez le chat.

2. Hypothèse et objectifs de l'étude

L'hypothèse de ce travail était que des professionnels expérimentés dans la pratique de la cystocentèse :

- évaluent de la même façon le diamètre transversal d'une vessie par palpation.
- prennent la même décision (basée ici uniquement sur le diamètre de la vessie) concernant la réalisation ou non de la cystocentèse

L'objectif principal de cette étude était de comparer la variabilité inter-opérateur de l'évaluation du diamètre transversal de la vessie par palpation et de la décision de réaliser ou non une cystocentèse. Les objectifs secondaires étaient de comparer l'estimation du diamètre transversal de la vessie par palpation avec la mesure du même diamètre par échographie (méthode dite ici de référence pour la mesure du diamètre transversal), et d'évaluer la variabilité intra-opérateur (répétabilité) de l'évaluation du diamètre transversal de la vessie par palpation et de la décision de réaliser ou non une cystocentèse.

3. Matériels et méthodes

3.1. Caractéristiques de l'étude et plan expérimental

Cette étude expérimentale a été réalisée en conditions contrôlées, dans l'esprit des bonnes pratiques cliniques (BPC). L'étude a pu être réalisée sur des chats vivants car c'est le seul moyen d'évaluer un diamètre vésical et cela de façon non invasive. Elle a été réalisée au laboratoire du service de physiologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.

3.2. Animaux

Douze chats de laboratoire, sains, ont été inclus dans cette étude. Ils étaient de race européenne et british short hair. Ces chats étaient âgés en moyenne de 5 ans (minimum : 3.5 ans et maximum 5.1 ans). Il y avait 7 femelles et 5 mâles. Ces animaux pesaient de 3 à 4.6kg. Durant l'étude, chacun des chats était identifié à l'aide d'une lettre (A à L).

Ils ont été répartis en deux groupes de 6 chats, un groupe par séance de manipulation. Ces groupes ont été formés de façon que les 6 chats soient de même corpulence et de phénotypes comparables afin d'être peu différenciables les uns des autres. Les animaux étaient déjà acclimatés à leur environnement.
Avant l'étude, les animaux étaient logés dans leur chatterie. Le cycle lumineux était 12h de lumière/12h d'obscurité par jour. Pour la ventilation, le renouvellement était de 20 volumes horaires.
Les animaux ont été tondus, un jour avant leur séance de manipulation, au niveau de l'abdomen caudal. Pour l'étude, les animaux étaient placés en cage individuelle et leur litière était retirée avant le début de l'expérience.
Les animaux étaient nourris tous les matins, entre 8h et 8h30, avec des croquettes Royal Canin neutered. Ils ont accès à l'eau à volonté. Lors des séances de palpation, les animaux n'avaient pas accès à l'eau. Aucun traitement concomitant n'a été donné pendant l'étude.

Un animal était exclu de l'étude si son comportement ne permettait pas de réaliser une palpation abdominale ou s'il avait uriné avant la fin de la session d'étude.

3.3. Opérateurs

Les palpations ont été effectuées par 3 opérateurs, familiers de la palpation abdominale. Un autre opérateur était en charge de réaliser les échographies. Cinq assistants ont été nécessaires à la contention des animaux.

Le premier opérateur était Brice Reynolds de l'Unité de Médecine Interne de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, son expérience est de 20 ans de pratique de la médecine vétérinaire (sortie en 1991). Il est diplômé du CEAV de médecine interne. Le deuxième était Olivier Dossin de l'Unité de Médecine Interne de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, son expérience est de 24 ans de pratique de la médecine vétérinaire (sortie en 1987). Il est diplômé du Collège Européen Vétérinaire de Médecine Interne des Animaux de Compagnie (ECVIM-CA). Le troisième était Marcel Aumann, de l'Unité d'Urgences et de Soins intensifs

de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, son expérience est de 19 ans de pratique de la médecine vétérinaire (sortie en 1992). Il est diplômé du Collège Américain Vétérinaire d'Urgence et Soins Intensifs (ACVECC) et du Collège Américain Vétérinaire de Médecine Interne (ACVIM). L'ordre exposé ci-dessus ne correspond pas aux dénominations des opérateurs : 1, 2 et 3 données dans la suite de l'étude.

L'opérateur en charge des échographies vésicales était Audrey Nicolle, vétérinaire exerçant une pratique échographique itinérante depuis Janvier 2006. Elle est diplômée du DESV de médecine interne, option cardiologie.

Cinq assistants ont été nécessaires à la contention des animaux.

3.4. Déroulement des deux séances

Lors de chaque séance, chaque opérateur devait réaliser 18 palpations : 6 chats palpés 3 fois chacun (**annexes 2 et 3**). Un même animal était donc palpé à 9 reprises : trois passages de trois palpations (une par chaque opérateur).

L'ordre des palpations a été conçu de telle façon qu'à chaque passage un animal était palpé consécutivement par les 3 opérateurs puis échographié afin que sa réplétion vésicale soit considérée comme la même pour tous.

A chaque passage, l'ordre des opérateurs effectuant la palpation changeait afin que ceux-ci aient palpé un animal une fois en premier, une fois en deuxième et une fois en troisième position. L'échographie était toujours le dernier acte effectué sur le chat.

Les salles ont été attribuées de façon aléatoire aux opérateurs. Le numéro de la salle correspondait à celui donné à l'opérateur dans la suite de l'étude.

3.5. Palpation vésicale

3.5.1. Matériel

Une table de consultation a été mise à disposition dans chaque salle, avec un chronomètre et une échelle visuelle analogique (figure 9)

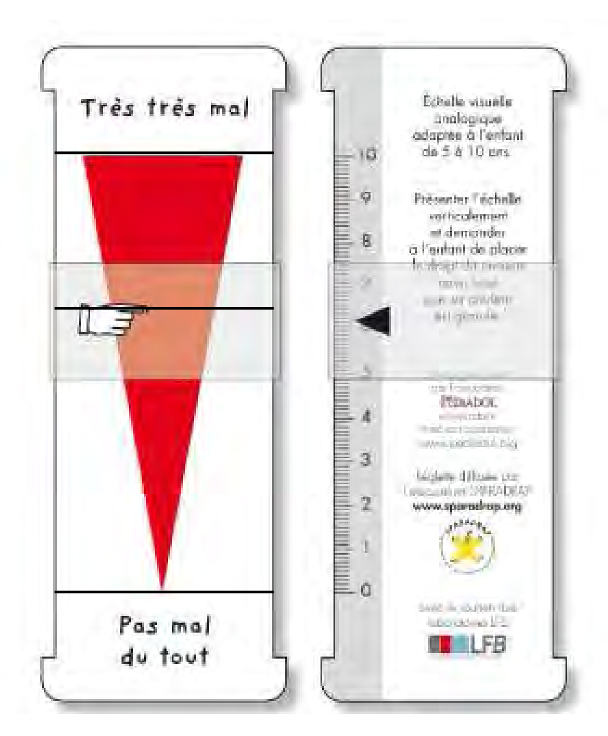


Figure 9 : Echelle analogique visuelle utilisée lors de l'étude

3.5.2. Phase préparatoire

Lors de la phase préparatoire, les opérateurs prennaient connaissance du mode d'emploi de l'échelle visuelle analogique (**annexe 6**). Elle se présentait sous la forme d'une réglette, au recto de laquelle se trouvait un curseur pouvant être déplacé en focntion de l'intensité de la douleur et au verso de laquelle se trouvait une graduation de 0 à 10 cm. Celle-ci a été utilisée afin d'évaluer le diamètre vésical transversal palpé chez le chat. Les indications concernant la douleur ne devaient pas être prises en compte. Les opérateurs devaient placer le curseur selon l'écartement de leurs doigts sur le recto de la réglette, après avoir palpé la vessie (à partir de la ligne commençant au « pas mal du tout ») doigts placés à l'extérieur de la ligne. Les assistants devaient noter la mesure correspondante sur le verso. Les objectifs de l'étude et le déroulement des séances ont été expliqués aux trois opérateurs et aux assistants.

3.5.3. Phase animale

Chaque opérateur palpait les chats dans un ordre préalablement établi (**annexes 3 et 4**). L'assistant attribué à un opérateur était chargé d'amener l'animal prévu dans la salle attribuée à l'opérateur en question. A l'arrivée dans la salle, le chat était positionné en position physiologique sur la table, la tête à la gauche de l'opérateur, contenu par l'assistant. Un chronomètre était déclenché par l'assistant dès le début de la palpation et arrêté sur ordre de l'opérateur, qui devait alors cesser de palper l'animal. Il plaçait alors le curseur de l'échelle

analogique en fonction de la taille correspondant au diamètre transversal de la vessie palpée (écartement entre le pouce et les autres doigts) et prenait la décision théorique de réaliser la cystocentèse ou non.
Les réponses et la durée de la palpation étaient alors notées pour le couple opérateur-chat par l'assistant. Il ramenait ensuite l'animal dans sa cage et récupérait l'animal suivant.

Chaque séquence de palpation (c'est-à-dire : arrivée du chat, palpation, départ du chat) était limitée à quatre minutes. Chaque opérateur devait donc évaluer un nouveau chat toutes les quatre minutes. Les palpations s'effectuaient en parallèle dans les trois salles.

3.5.4. Enregistrement des données

Le diamètre vésical transversal évalué par l'opérateur grâce à l'échelle visuelle analogique était noté à la fin de la palpation. La décision de réaliser une cystocentèse ou non était également notée, ainsi que la durée exacte de la palpation. Ces données étaient notées par l'assistant, sans que l'opérateur en prenne connaissance.

3.6. Echographie vésicale

3.6.1. Matériel

Une table de consultation était mise à disposition dans la salle, avec un chronomètre. Un échographe VIVID i (General electric) et sonde linéaire 10 MHz ont été utilisés. Une gouttière de contention (doggy relax petite taille) a été utilisée lors des échographies.

3.6.2. Phase préparatoire

La phase préparatoire a permis à Audrey Nicolle de se familiariser avec le type d'échographie vésicale (mesure du diamètre vésical transversal) utilisé lors de l'étude. Des échographies du diamètre transversal de la vessie sur quatre chats ont été réalisé à quatre reprises afin que l'opérateur puisse prendre des repères anatomiques pour réaliser les mesures le plus précisement possible lors des prochaines séances. Lors de cette phase préparatoire, le temps nécessaire pour réaliser une mesure a également été évalué à quatre minutes.

3.6.3. Phase animale

Dans la salle 4, avait lieu les échographies vésicales des animaux qui se sont déroulées dans l'ordre préalablement établi (**annexes 3 et 4**).
Pour celle-ci, l'animal était placé en décubitus dorsal dans une gouttière de contention et contenu par un ou deux assistants. L'opérateur posait alors la sonde en regard de la zone présumée de la vessie et mesurait, sur l'image apparue sur l'échographe, le diamètre vésical transversal correspondant. Chaque mesure échographique était limitée à quatre minutes.

L'échographie d'un chat donné ne devait pas être effectuée plus de 12 minutes après la première palpation de celui-ci, afin que le diamètre mesuré lors de cette échographie soit le plus fidèle possible au diamètre de la vessie palpée par les opérateurs. En effet, la diurèse moyenne d'un chat est d'environ 2ml/kg/h soit pour un animal moyen de 4kg : 8ml/h soit 1.35ml/12min.

3.6.4. Enregistrement des données

Le diamètre vésical transversal ainsi que la durée de l'échographie étaient notés.

3.7. Analyse statistique

3.7.1. Répétabilité de la méthode de référence

Une mesure échographique est considérée comme répétable pour un coefficient de variation (CV) inférieur à 10%.

CV = SD/moyenne
SD = écart type

3.7.2. Variabilité inter-opérateur

La variabilité inter-opérateur est calculée en comparant les résultats des opérateurs un à un. L'écart quadratique moyen est calculé pour chaque opérateur et chaque animal par la formule :

$$s = \frac{\sqrt{\sum_{i=1}^{3}(xi-yi)^2}}{\text{n}}$$

Avec xi= valeur n°i de l'opérateur x, yi = valeur n°i de l'opérateur y, n = 3 (3 palpations par animal).

Pour calculer l'écart quadratique moyen pour chaque opérateur, on utilise la même formule pour i allant de 1 à 36 et n = 36.

3.7.3. Variabilité intra-opérateur

Le modèle linéaire suivant a été utilisé :

$$Yijk = \mu + Cj + Mi + \varepsilon ijk$$

Où Yijk est la k ième évaluation du diamètre sur l'animal j réalisé par l'opérateur i, μ la moyenne des valeurs observées et εi,j,k, l'erreur du modèle. L'écart-type de répétabilité est calculé à partir de la variance résiduelle du modèle, noté εijk.

3.7.4. Justesse

La justesse est calculée en comparant les résultats des opérateurs et ceux obtenus par échographie pour chaque opérateur. L'écart quadratique moyen est calculé pour chaque opérateur et chaque animal par la formule :

$$s = \frac{\sqrt{\sum_{i=1}^{3}(xi-yi)^2}}{\text{n}}$$

Avec xi= valeur n°i de l'opérateur, yi = valeur n°i de l'échographie, n = 3 (3 palpations par animal)

Pour calculer l'écart quadratique moyen pour chaque opérateur, on utilise la même formule pour i allant de 1 à 36 et n = 36.

4. Résultats

Toutes les palpations prévues ont été réalisées dans le temps imparti. Lors d'un passage, les trois palpations abdominales d'un même animal ont été effectuées par les opérateurs en moins de 6 minutes et en moins de 12 minutes avec l'échographie comprise.

Lors des deux séances, la durée nécessaire pour effectuer toutes les palpations d'un animal était en moyenne de 39.5 minutes (minimum : 30 min, maximum : 46 min).

Tableau 6 : Moyenne ± SD des diamètres vésicaux transversaux (cm) estimés par palpation abdominale et mesurés par échographie

Animal	Opérateur 1	Opérateur 2	Opérateur 3	Echographie
A	3.20 ± 0.30	3.37 ± 0.38	2.37 ± 0.38	3.433 ±0.07
B	4.47 ± 0.23	3.70 ± 0.30	3.13 ± 0.78	3.783 ±0.16
C	4.97 ± 0.50	6.60 ± 0.36	3.77 ± 0.70	5.867 ±0.03
D	4.07 ± 0.76	4.23 ± 0.67	2.60 ± 0.10	4.403 ± 0.29
E	3.53 ± 0.47	3.57 ± 0.31	1.97 ± 0.35	4.380 ± 0.50
F	3.50 ± 0.44	3.57 ± 0.74	2.63 ± 0.47	3.050 ± 0.11
G	3.57 ± 0.31	4.10 ± 0.26	2.30 ± 0.30	5.127 ± 0.08
H	5.23 ± 0.38	5.73 ± 0.72	3.10 ± 0.36	4.847 ± 0.22
I	4.20 ± 0.2	4.40 ± 0.35	2.60 ± 0.36	3.66 ± 0.16
J	5.67 ± 0.35	6.47 ± 0.49	3.50 ± 0.26	4.457 ± 0.35
K	4.90 ± 0.56	5.57 ± 0.31	3.27 ± 0.35	3.390 ± 0.14
L	4.17 ± 0.32	5.40 ± 0.36	2.47 ± 0.32	4.203 ± 0.08
Moyenne globale	**4.28**	**4.72**	**2.80**	**4.217**
SD global	**0.40**	**0.43**	**0.39**	**0.18**

La moyenne des mesures des diamètres vésicaux varie pour chaque opérateur. Les écarts-type observés sont similaires car leur moyenne est de 0.40cm pour l'opérateur 1, 0.43cm pour l'opérateur 2 et 0.39cm pour l'opérateur 3.

L'opérateur 2 a identifié les vessies palpées comme légèrement plus grosses que l'opérateur 1 (0.44 cm de plus en moyenne) mais la différence n'est pas significative ($p = 0.12 > 0.05$).

Le diamètre vésical estimé par l'opérateur 3 est plus faible que celui estimé par les deux autres opérateurs : $p = 1.1\ 10^{12}$ (comparaison entre l'opérateur 1 et 3) et $p = 1.8\ 10^{13}$ (comparaison entre l'opérateur 2 et 3) soit en moyenne 1.48 cm et 1.92 cm respectivement de moins que les opérateurs 1 et 2.

Les diamètres vésicaux ont été estimés entre 3.20 ± 0.30 et 5.67 ± 0.35 pour l'opérateur 1, entre 3.37 ± 0.38 et 6.60 ± 0.36 pour l'opérateur 2 et entre 1.97 ± 0.35 et 3.77 ± 0.70 pour l'opérateur 3, en fonction des chats.

Un écart-type supérieur à 5 mm a été observé seulement pour deux chats (K et D) avec l'opérateur 1, trois chats (D, F et H) avec l'opérateur 2 et deux chats (B et C) avec l'opérateur 3.

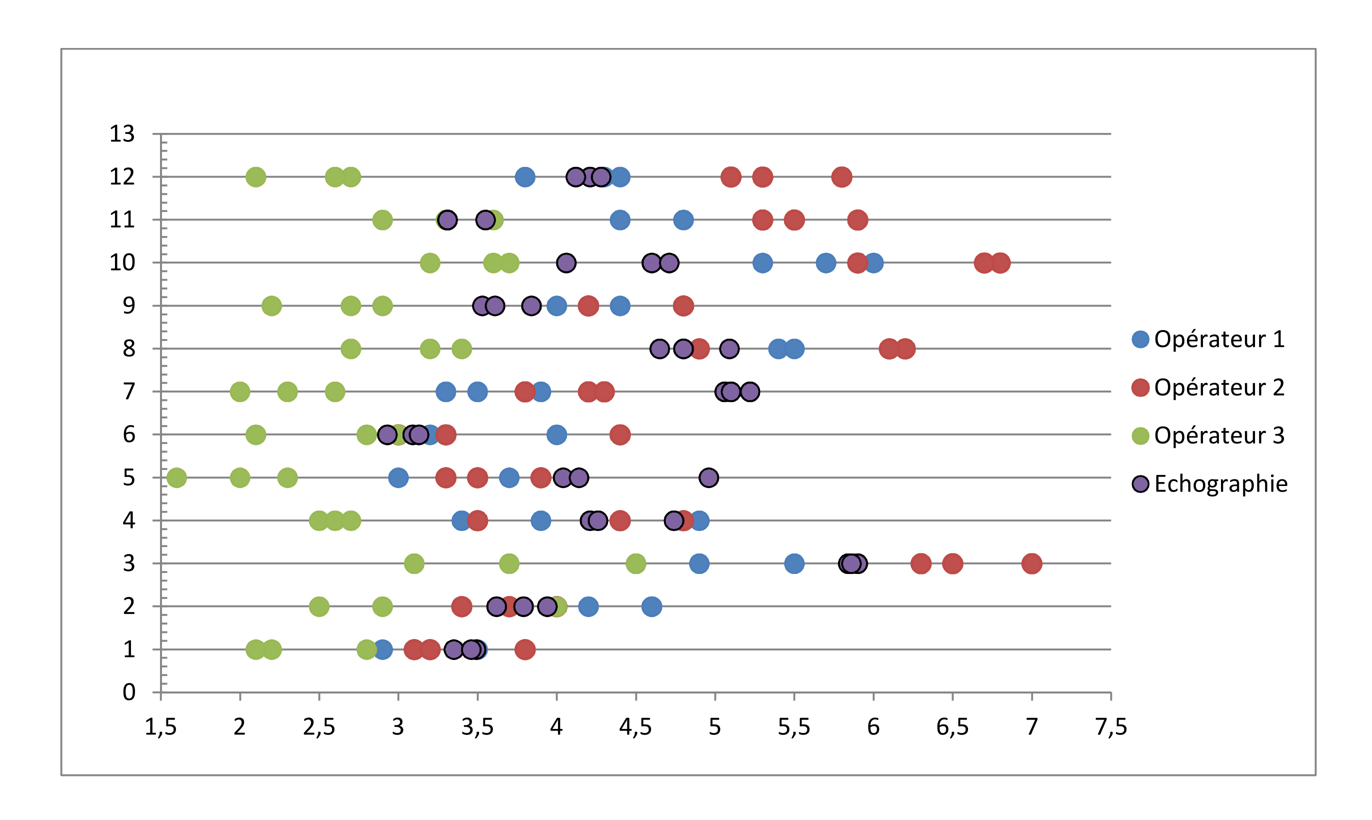


Figure 10 : Diamètres vésicaux estimés par palpation et mesurés par échographie pour chaque animal (1 à 12 = A à L) et chaque opérateur.

La figure 10 montre que l'opérateur 3 (en vert) a évalué le diamètre vésical comme plus faible que les autres opérateurs. Cette figure montre également que les mesures échographiques semblent plus proches les unes des autres que les mesures effectuées par palpations (quelque soit l'opérateur), pour un animal donné.

4.1. Répétabilité de la méthode de référence

Tableau 7 : Répétabilité de la méthode de référence (l'échographie vésicale)

Animal	Valeur moyenne du diamètre vésicale échographié (cm)	Ecart-type (cm)	Coefficient de variation
A	3.433	0.074	2%
B	3.783	0.160	4%
C	5.867	0.031	1%
D	4.403	0.293	7%
E	4.380	0.505	12%
F	3.050	0.106	3%
G	5.127	0.083	2%
H	4.847	0.224	5%
I	3.660	0.161	4%
J	4.457	0.348	8%
K	3.390	0.139	4%
L	4.203	0.080	2%
Moyenne	**4.217**	**0.18**	**4%**

La lecture du tableau 7 montre que notre méthode de référence, l'échographie vésicale donne pour chaque mesure de diamètre vésical, un coefficient de variation très faible, en dessous de 10% sauf pour les mesures concernant l'animal E. La mesure du diamètre vésical par échographie est considérée comme répétable pour 11 animaux sur 12.

Les mesures échographiques pourront être comparées à celles effectuées par palpation pour tous les animaux, à l'exception de l'animal E (valeurs en grisé sur le tableau 7).

4.2. Variabilité inter-opérateur

Tableau 8 : Comparaison des opérateurs en fonction des mesures de diamètre vésical transversal

Animal	Comparaison opérateurs 1 et 2	Comparaison opérateurs 2 et 3	Comparaison opérateurs 1 et 3
	Ecart quadratique moyen (cm)		
A	0.451	1.003	2.156
B	0.874	0.929	3.197
C	1.698	2.942	3.810
D	0.597	1.698	2.601
E	0.311	1.655	1.987
F	0.762	1.074	2.661
G	0.548	1.807	2.313
H	0.900	2.651	3.114
I	0.476	1.889	2.617
J	1.030	2.973	3.507
K	0.906	2.313	3.279
L	1.353	2.944	2.481
Total	0.91	2.12	2.86

Le tableau compare les mesures des diamètres vésicaux pour chaque animal entre deux opérateurs. Plus l'écart quadratique moyen est faible, plus les mesures effectuées pour un même animal entre deux opérateurs sont proches.

Les mesures semblent assez proches entre les opérateurs 1 et 2 car la comparaison entre ceux-ci montre des écarts quadratiques moyens < 1cm pour 75% des animaux (9/12).

La comparaison entre les opérateurs 1 et 3 montre des écarts quadratiques moyens >1cm pour 100% des animaux (12/12), et celle entre les opérateurs 2 et 3 montre des écarts quadratiques moyens >1cm pour 91.6% des animaux (11/12). L'opérateur 3 a donc évalué le diamètre vésical de façon très différente de celle des deux autres opérateurs.

Les figures 23 à 25 permettent d'évaluer l'influence de la mesure du diamètre vésical sur la décision d'effectuer une cystocentèse pour chaque opérateur.

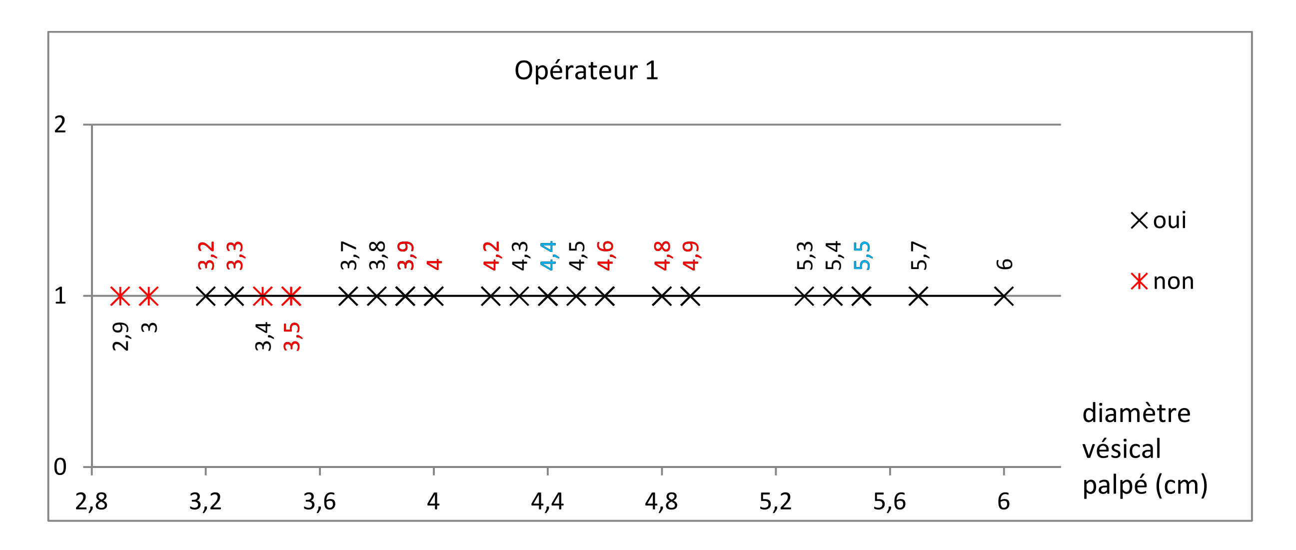


Figure 11 : Décision de l'opérateur 1 en fonction du diamètre vésical palpé (36 mesures). Légende des étiquettes de données : couleur noir = 1 mesure correspondante à ce diamètre, couleur rouge : 2 mesures correspondantes à ce diamètre, couleur bleu : 3 mesures correspondantes à ce diamètre.

L'opérateur 1, a pris la décision de ne pas effectuer une cystocentèse dans 5 cas : 2 fois sur 3 pour l'animal A (2.9 cm et 3.5 cm), et une fois sur 3 pour les animaux D (3.4 cm), E (3 cm) et G (3.5 cm).

Or, les trois diamètres palpés étaient sensiblement les mêmes avec pour A : 2.9, 3.5 et 3.2 cm et pout G : 3.5, 3.3 et 3.9 cm.

Pour les animaux E et D, la décision de ne pas effectuer une cystocentèse correspond à une mesure par palpation inférieure à celles pour lesquelles l'opérateur 1 a décidé de réaliser une cystocentèse : D : 3.4 cm contre 3.9 et 4.9 cm, E : 3 cm contre 3.7 et 3.9 cm.

L'opérateur 1 a pris la décision d'effectuer une cystocentèse pour deux mesures de diamètres vésicaux pourtant inférieures à ceux des l'animaux A, D et G (3.2 et 3.3 cm pour l'animal F)

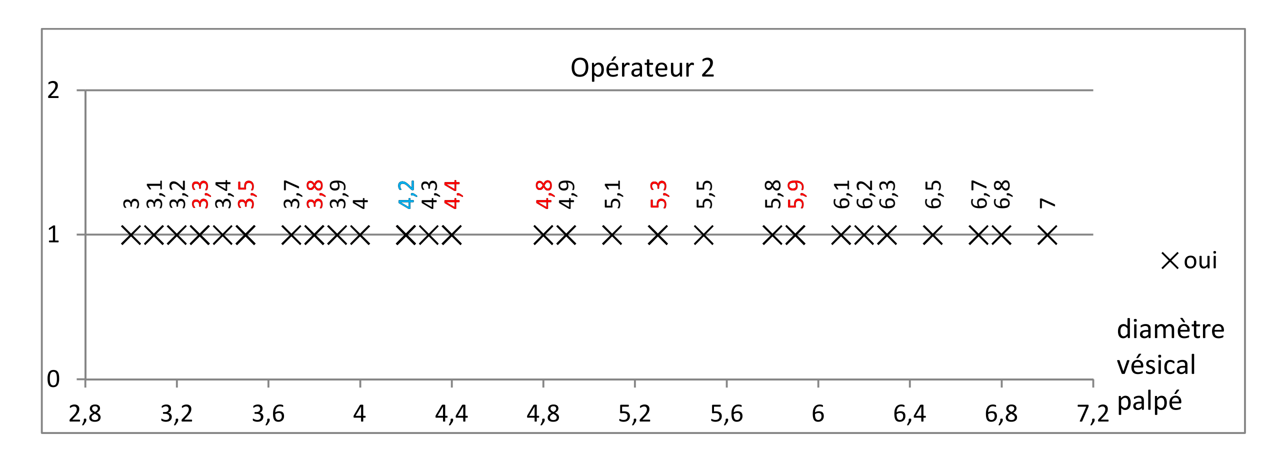


Figure 12 : Décision de l'opérateur 2 en fonction du diamètre vésical palpé (36 mesures). Légende des étiquettes de données : couleur noir = 1 mesure correspondante à ce diamètre, couleur rouge : 2 mesures correspondantes à ce diamètre, couleur bleu : 3 mesures correspondantes à ce diamètre.

L'opérateur 2 aurait réalisé une cystocentèse sur tous les animaux palpés.

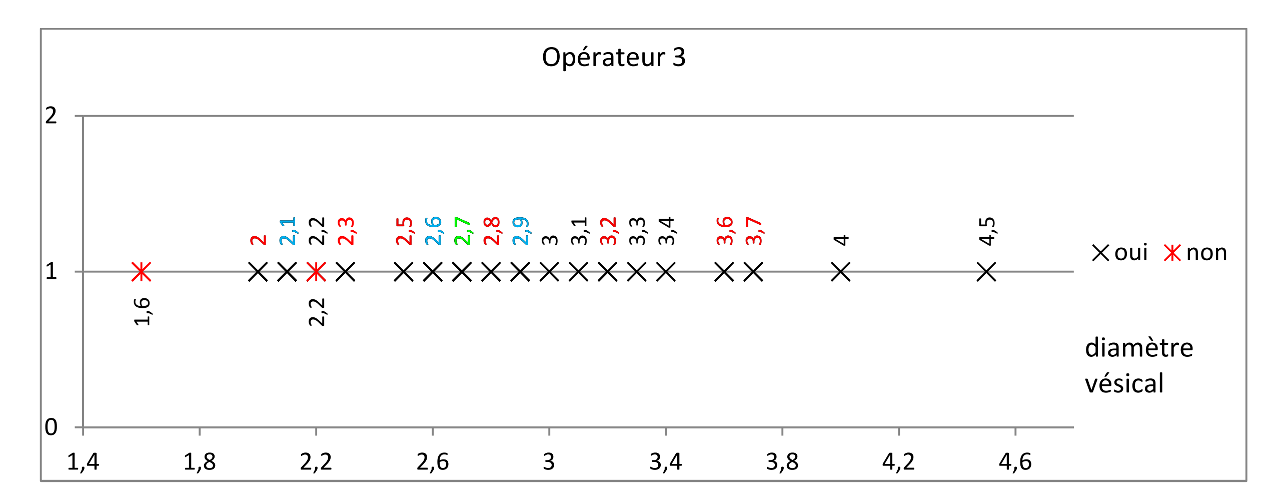


Figure 13 : Décision de l'opérateur 3 en fonction du diamètre vésical palpé (36 mesures). Légende des étiquettes de données : couleur noir = 1 mesure correspondante à ce diamètre, couleur rouge : 2 mesures correspondantes à ce diamètre, couleur bleu : 3 mesures correspondantes à ce diamètre, couleur verte : 4 mesures correspondantes à ce diamètre.

L'opérateur 3 a déclaré qu'il ne réaliserait pas la cystocentèse à deux reprises : une fois sur trois pour l'animal A (1ère palpation : 2.2cm) et une fois sur trois pour l'animal E (2ème palpation : 1.6 cm) alors que les diamètres palpés étaient sensiblement les mêmes avec pour A : 2.2, 2.8 et 2.1 cm et pour E : 2, 1.6 et 2.3 cm.

L'opérateur 3 a pris la décision d'effectuer une cystocentèse pour plusieurs mesures de diamètres vésicaux pourtant similaires ou inférieure à ceux de l'animal A et E (deux mesures à 2cm, trois mesures à 2.1 cm et une mesure à 2.2cm)

4.3. Variabilité intra-opérateur

Tableau 9: Variance de la répétabilité de la mesure du diamètre vésical pour chaque opérateur et pour chaque chat.

Animal	Opérateur 1	Opérateur 2	Opérateur 3
	Variance de répétabilité (cm)		
A	0.090	0.143	0.143
B	0.053	0.090	0.603
C	0.253	0.130	0.493
D	0.583	0.443	0.010
E	0.223	0.093	0.123
F	0.190	0.543	0.223
G	0.093	0.070	0.090
H	0.143	0.523	0.130
I	0.040	0.120	0.130
J	0.123	0.243	0.070
K	0.310	0.093	0.123
L	0.103	0.130	0.103

Tableau 10 : Répétabilité des trois opérateurs dans l'estimation du diamètre vésical par palpation.

	Opérateur 1	Opérateur 2	Opérateur 3
Moyenne des diamètres vésicaux estimés (cm)	4.288	4.725	2.808
Variance de répétabilité moyenne (cm)	0.183	0.218	0.186
Coefficient de variation de répétabilité (%)	10.0	9.9	15.4
Ecart-type de répétabilité (cm)	0.428	0.467	0.432

La lecture des tableaux 9 et 10 montre que les opérateurs 1, 2 et 3 ont un écart type de répétabilité très proche (respectivement 0.428cm, 0.467cm et 0.432cm). Cet écart-type de répétabilité est faible (< 5 mm pour une moyenne de 4.28, 4.72 et 2.80 cm de diamètre vésical, respectivement pour les opérateurs 1, 2 et 3), ce qui montre que la mesure des diamètres vésicaux effectuée par ces opérateurs est répétable. Le coefficient de variation de répétabilité

varie car celui-ci est calculé en prenant compte de la moyenne des mesures de diamètres vésicaux.

Les figures 14 à 16 illustrent l'évolution du diamètre vésical de chaque animal pour chacun des opérateurs. Sachant qu'au cours de l'étude aucun chat n'a uriné, il est logique de penser que le volume vésical est resté sensiblement constant. La tendance des courbes observées ci-dessous devrait alors montrer une horizontalité ou une légère augmentation au cours du temps.

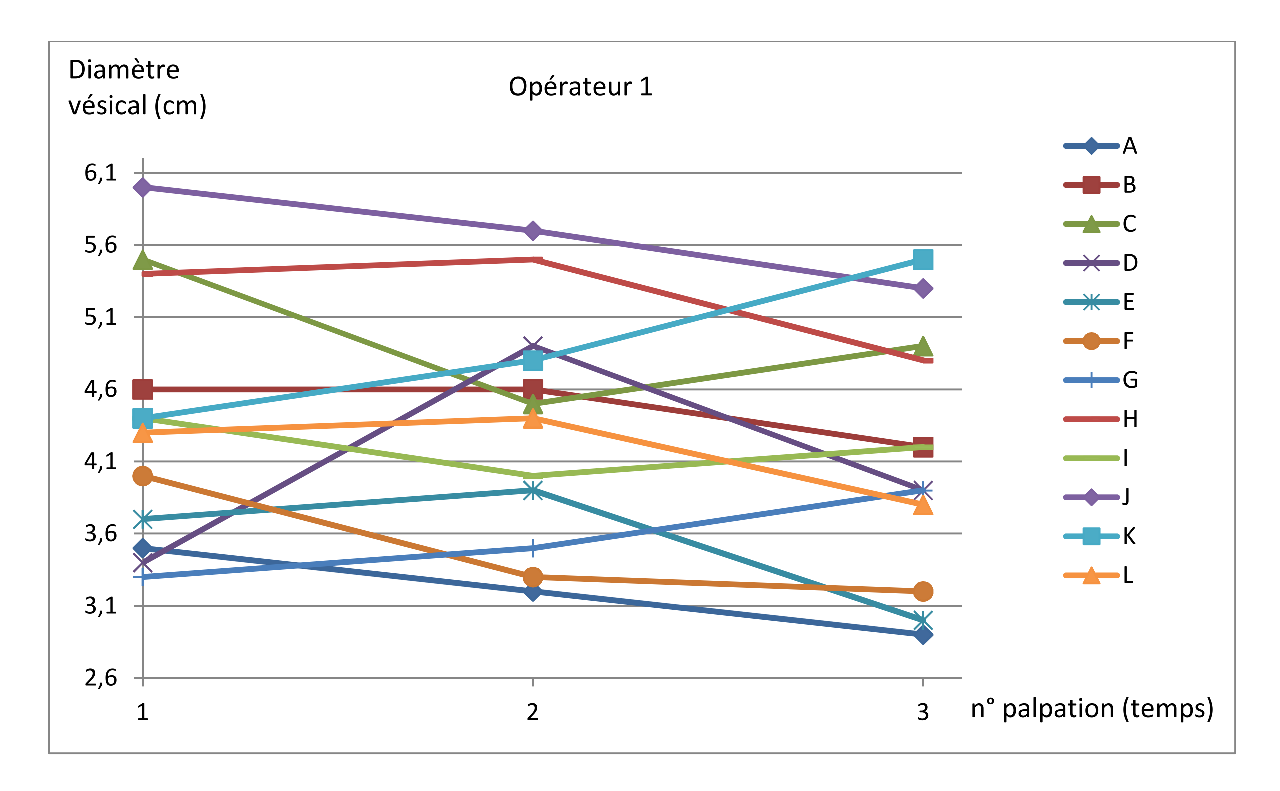


Figure 14 : Evolution du diamètre vésical de chaque chat au cours des 3 palpations effectuées par l' opérateur 1

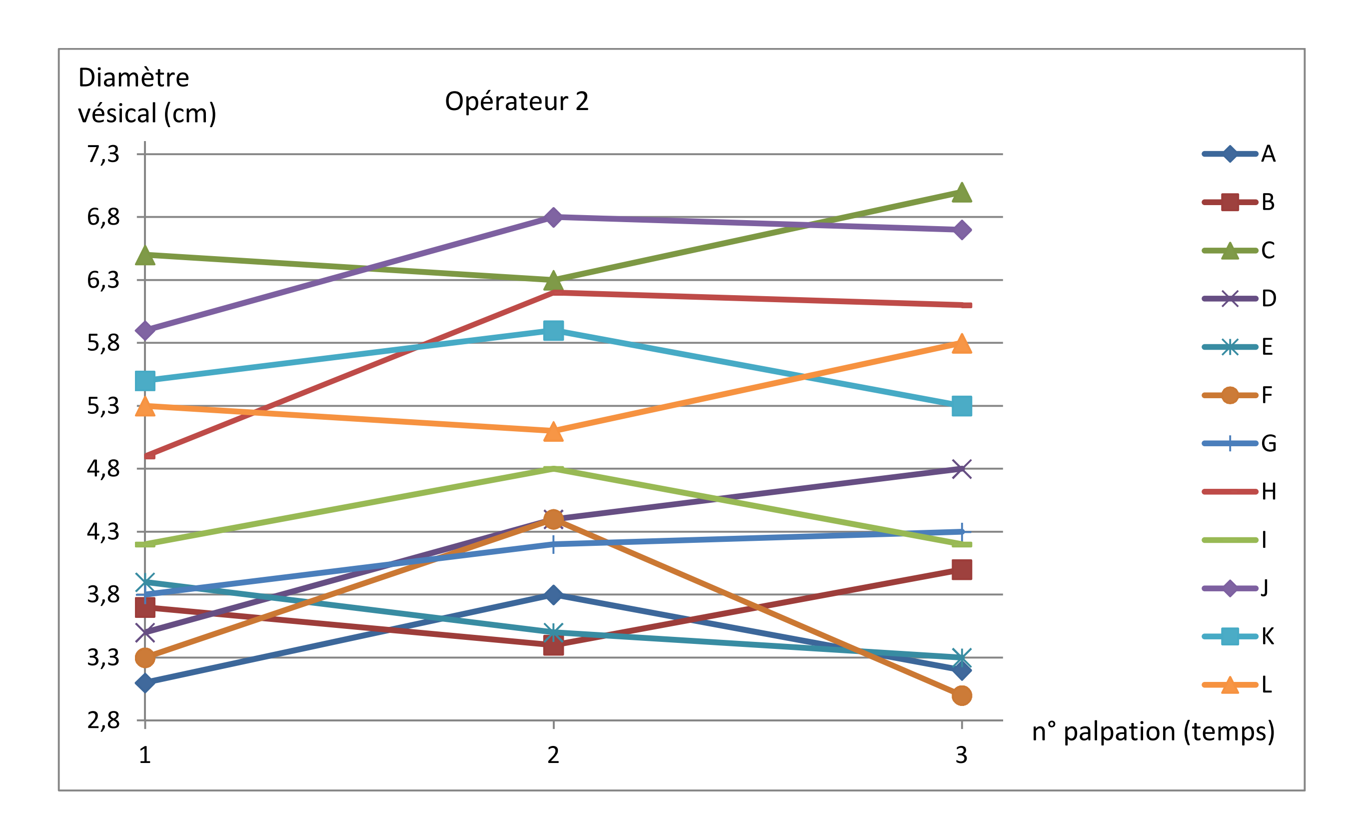


Figure 15 : Evolution du diamètre vésical de chaque chat au cours des 3 palpations effectuées par l'opérateur 2

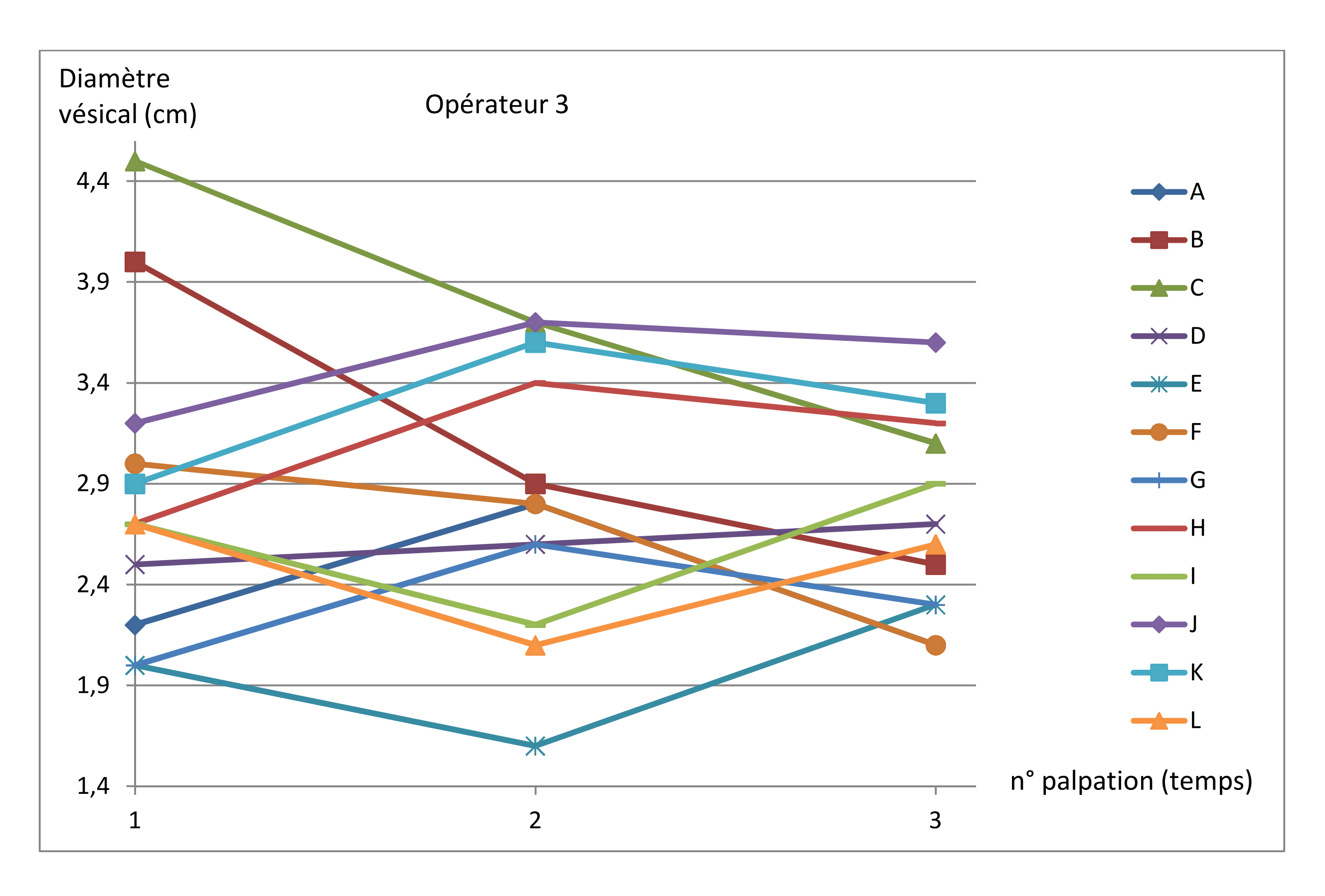


Figure 16 : Evolution du diamètre vésical de chaque chat au cours des 3 palpations effectuées par l'opérateur 3

L’analyse des trois figures montre que toutes les tendances coexistent pour chacun des opérateurs. Aucune relation liant la tendance de la courbe avec un chat ou avec un numéro de palpation n’a pu être mise en évidence.

4.4. Comparaison à la méthode de référence

Tableau 11 : Comparaison entre les mesures de diamètres vésicaux obtenues par palpation et par échographie pour chaque opérateur et chaque animal.

Animal	Opérateur 1	Opérateur 2	Opérateur 3
	Ecart quadratique moyen (cm)		
A	0.335	0.375	1.128
B	0.690	0.344	0.827
C	1.000	0.795	2.180
D	0.520	0.551	1.820
E	0.984	0.841	2.456
F	0.557	0.744	0.518
G	1.587	1.064	2.844
H	0.616	1.007	1.764
I	0.588	0.815	1.089
J	1.291	1.291	1.291
K	1.550	2.204	0.324
L	0.204	1.249	1.765
Total	0.935	1.157	1.659

On considère qu'un écart quadratique moyen < 1cm montre une bonne correspondance entre les valeurs échographiques et les valeurs obtenues par palpation. L'opérateur 1 a 72% des mesures (8 sur 11), l'opérateur 2, 63.6% des mesures (7 sur 11) et l'opérateur 3, 27.2% des mesures (3 sur 11) donnant un écart quadratique moyen <1cm.

Une différence significative (p = 0.0247) est observée entre les valeurs obtenues par l'opérateur 2 et l'échographie. C'est également le cas (p= 1.058 10^{8}) lors de la comparaison des valeurs obtenues par l'opérateur 3 et l'échographie. Aucune différence significative n'est observée entre les valeurs obtenues par l'opérateur 1 et l'échographie (p=0.43).

5. Discussion

5.1. Limites de l'étude

Cette étude est considérée comme une étude en aveugle mais ce n'était pas le cas au sens strict du terme. Toutefois, les chats étaient choisis pour avoir un phénotype comparable et ne pas être reconnus par les opérateurs qui pouvaient les voir. La vitesse de changement des animaux et le nombre de palpations (36 palpations en environ 50 minutes) ne permettaient pas aux opérateurs de retenir les informations de tel ou tel animal. L'utilisation de la réglette analogique qui empêchait l'opérateur de connaitre le diamètre exact noté achevait de rendre les conditions de cette étude compatibles avec une étude en aveugle.

Une des limites de cette étude est le fait que les opérateurs ne pouvaient pas réaliser de cystocentèse après leur décision théorique. L'hypothèse était que la cohérence entre palpation et décision d'un opérateur expérimenté était bonne. Il aurait été intéressant de savoir s'ils étaient réellement capables de réaliser une cystocentèse à chaque fois qu'ils la pensaient possible.

Les résultats de cette étude ne s'appliquent que pour les opérateurs ayant participé.

5.2. Répétabilité de la méthode de référence

L'échographie vésicale est un outil répétable pour la mesure du diamètre vésical chez le chat, lorsqu'elle est effectuée par un opérateur expérimenté (dans notre étude Audrey Nicolle)

C'est un moyen non invasif de visualiser la vessie. L'échographie est déjà considérée en médecine humaine comme un moyen fiable pour des mesures de la vessie [Housami et al. 2009] ou d'autres mesures d'organes [Thomaes et al. 2012]. En médecine vétérinaire, l'échocardiographie est également considérée comme un outil répétable lorsque celle-ci est effectuée par un opérateur expérimenté. [Chetboul et al. 2003]

La valeur de diamètre vésical obtenue par échographie dans cette étude peut donc être considérée comme la valeur de référence du diamètre vésical d'un chat donné.

5.3. Variabilité inter- et intra-opérateur

La participation à cette étude d'opérateurs expérimentés était un choix. Il convenait de vérifier la variabilité de ce type d'opérateurs avant d'évaluer celle d'opérateurs moins expérimentés. En effet, si des opérateurs expérimentés ne sont pas répétables, il est probable que ce n'est également pas le cas pour des opérateurs de plus faible expérience.

Concernant la mesure du diamètre vésical, l'opérateur 3 a sous-estimé les diamètres par rapport aux deux autres opérateurs. Cette différence pourrait s'expliquer par une palpation plus forte ou une différence liée à l'utilisation de l'échelle analogique. Les deux autres opérateurs ont mesuré les diamètres vésicaux de façon relativement similaire. Mais cette variation dans l'évaluation du diamètre vésical ne semble pas avoir d'influence sur la décision d'effectuer une cystocentèse ou non.

Il aurait intéressant de demander aux opérateurs de classer les vessies palpées qualitativement en fonction de leur réplétion (par exemple : 0 : vessie vide, 1 : vessie petite, 2, vessie moyenne, 3 : vessie grosse). Cela aurait permis de voir s'ils auraient classé les vessies dans les mêmes catégories malgré une différence dans leur mesure.

Les résultats montrent que les opérateurs sont tous répétables en ce qui concerne la mesure du diamètre vésical. La répétabilité de la mesure de la taille de la vessie par palpation n'a jamais fait l'objet d'étude.

La répétabilité de la palpation d'articulations et de reliefs osseux a fait l'objet d'étude en médecine humaine [Moriguchi et al. 2008, Haneline et al. 2009], mais les résultats de ces études ne peuvent être comparés aux nôtres car ils présentent trop de différences. En médecine vétérinaire, c'est la palpation des organes génitaux par voie transrectale chez la vache qui a fait l'objet d'études [Farin et al. 1992, Ribadu et al. 1994, Hanzen et al. 2000], mais aucune de ces études n'évalue la répétabilité d'une mesure particulière lors de la palpation.

L'opérateur 1 n'a pas toujours pris la même décision face à des vessies de tailles relativement comparable. Mais pour des diamètres vésicaux qu'il estimait supérieur à 3.5 cm, l'opérateur 1 prenait la décision de réaliser une cystocentèse.

De même, l'opérateur 3 n'a pas toujours pris la même décision face à des vessies de tailles relativement comparable, mais celui-ci a toujours pris la décision de réaliser une cystocentèse pour des diamètres vésicaux qu'il estimait supérieurs à 2.5 cm.

L’opérateur 2 a toujours pris la décision de réaliser une cystocentèse lors de cette étude, soit pour des chats ayant un diamètre vésical qu’il estimait supérieur à 2.9 cm.
En ce qui concerne la décision de réaliser une cystocentèse ou non, l’opérateur 2 est répétable car celui-ci a dit « oui » pour tous les animaux. Les opérateurs 1 et 3 ne sont pas répétables car ils ont pris des décisions différentes pour un même animal.

D’après la méthode de référence, le diamètre vésical le plus petit était de 3.05cm (animal F). Il aurait été intéressant d’inclure des animaux dont le diamètre vésical était inférieur à cette valeur afin d’identifier une limite de taille pour laquelle tous les opérateurs auraient refusé de réaliser une cystocentèse.

La décision de ne pas réaliser de cystocentèse n’est donc pas seulement correlée à l’évaluation de petits diamètres vésicaux. La décision semble dépendre de l’appréciation d’un opérateur donné à un moment donné et elle n’est pas prise qu’en fonction de la taille de la vessie palpée mais d’un ensemble de paramètres. Dans ces paramètres probables, nous pouvons citer la position de la vessie, sa consistance ou la difficulté à l’immobiliser correctement.

5.4. Comparaison à la méthode de référence

L’opérateur 1 est celui-ci qui montre la plus grande justesse, sa perception du diamètre vésical était proche de la valeur de référence, il occupe une position intermédiaire puisque l’opérateur 3 a sous-estimé tous les diamètres vésicaux palpés et que l’opérateur 2 a surestimé légèrement les diamètres vésicaux palpés, dans la plupart des cas (figure 10).

La bonne corrélation entre la palpation et l’échographie a été montré en médecine humaine pour l’évaluation des contractions des muscles du diaphragme pelvien chez la femme [Arab et al. 2009]. A notre connaissance, aucune étude ne mentionne une comparaison entre des mesures d’organes effectuées par palpation et par échographie.

Bien évaluer la taille d’un organe par palpation semble être difficile (seul un opérateur sur trois est proche de la référence). Il aurait été intéressant d’inclure plus d’opérateurs afin de vérifier cette hypothèse. Cependant cette étude montre que cette donnée de justesse n’a pas d’influence ni sur la répétabilité, ni sur la décision d’effectuer une cystocentèse ou non. En effet, l’opérateur 3 qui donne des valeurs très différentes des valeurs échographiques montre une bonne répétabilité.

Dans notre étude, la justesse est une donnée annexe car c’est la perception de l’opérateur qui va influencer la décision de réaliser une cystocentèse et non la réalité.

5.5. Utilisation de l’échelle analogique

La répétabilité des opérateurs dans cette étude prouve que l’échelle analogique peut être utilisée comme instrument pour permettre l’évaluation de taille d’organe en aveugle effectuée par des opérateurs expérimentés. Son utilisation est facile. L’avantage de cet outil est de pouvoir fournir une mesure quantitative et comparable à une mesure effectuée par échographie.

CONCLUSION

Ce travail a permis la création d’un support explicatif imagé de bonne qualité présentant la cystocentèse. Ce document pourrait permettre l’apprentissage d’une méthode encore peu décrite de cystocentèse chez le chat (animal en position physiologique).

Notre étude expérimentale a montré que la mesure du diamètre vésical par palpation est un geste répétable lorsqu’elle est effectuée par des opérateurs expérimentés. Il reste à prouver que c’est le cas pour des opérateurs moins expérimentés et il serait intéressant de comparer cette donnée pour des opérateurs de niveaux différents.

Une variabilité dans la mesure du diamètre vésical par palpation entre les opérateurs existe dans notre étude. Cette mesure est donc dépendante de l’opérateur et les opérateurs ne peuvent pas être échangés lorsqu’il s’agit de mesurer le diamètre vésical par palpation.

Toutefois cette variabilité n’a pas d’influence sur la décision de réaliser une cystocentèse qui semble ne dépendre qu’en partie seulement de la taille de la vessie. D’autres critères, non évalués ici, doivent sûrement être pris en compte lors de la réalisation d’une cystocentèse.

La cystocentèse semble donc être un geste technique complexe difficile à enseigner de façon identique car il est dépendant de l’opérateur qui le réalise. Pour acquérir de l’expérience en terme de palpation, il semble que ce soit la réalisation du geste un très grand nombre de fois qui donne de bons résultats [Bossaert et al. 2009]. Mais la multiplication des palpations est compliquée à gérer sur des animaux vivants, notamment chez le chat. Une solution alternative serait l’utilisation de simulateurs ou de mannequins dont l’utilisation a déjà fait ses preuves en terme de formation en médecine humaine et vétérinaire. [Crossan 2003, Baillie et al. 2005a, 2005b, Parkes et al.2009].

BIBLIOGRAPHIE

1. Arab AM, Behbahani RB, Lorestani L, Azari A (2009).Correlation of Digital Palpation and Transabdominal Ultrasound for Assessment of Pelvic Floor Muscle Contraction The journal of manual and manipulative therapy, 17, 75-79
2. Bailiff NL, Nelson RW, Feldman EC, Westropp JL, Ling GV, Jang SS, Kass PH (2006). Frequency and risk factors for urinary tract infection in cats with diabetes mellitus. Journal of Veterinary Internal Medicine, 20, 850-855.
3. Baillie S, Crossan A, Brewster S, Mellor D, Reid S (2005a). Validation of a Bovine Rectal Palpation Simulator for Training Veterinary Students. Studies in Health Technology and Informatics, 111, 33-36.
4. Baillie S, Mellor D, Brewster S, Reid S (2005b). Integrating a Bovine Rectal Palpation Simulator into an Undergraduate Veterinary Curriculum. Journal of Veterinary Medical Education, 32, 79-85.
5. Biertuempfel PH, Ling GV, Ling GA (1981). Urinary tract infection resulting from catheterization in healthy adult dogs. Journal of the American Veterinary Medical Association, 178, 989-991
6. Bossaert P, Leterme L, Caluwaerts T, Cools S , Hostens M, Kolkman I, de Kruif A (2009). Teaching Transrectal Palpation of the Internal Genital Organs in Cattle. Journal of Veterinary Medical Education, 36, 451-460.
7. Brown C (2006). Diagnostic cystocentesis: technique and considerations. LabAnimal, 35, 21-23
8. Buckley GJ, Aktay SA, Rozanski EA (2009). Massive transfusion and surgical management of iatrogenic aortic laceration associated with cystocentesis in a dog. Journal of the American Veterinary Medical Association, 235, 288-291
9. Caney S (2009) Cystocentesis : A guide for veterinary professionals. Adresse URL : http://www.catprofessional.com/free_downloads.html.
10. Chetboul V, Concordet D, Pouchelon JL, Athanassiadis N, Muller C, Benigni L, Munari AC,and Lefebvre HP (2003). Effects of Inter- and Intra-Observer Variability on Echocardiographic Measurements in Awake Cats. Journal of the American Veterinary Medical Association 50, 326–331
11. Chetboul, V, Athanassiadis, N, Concordet, D, Nicolle A, Tessier D, Castagnet M., Pouchelon, JL, Lefebvre HP (2004). Observer-dependent variability of quantitative

clinical endpoints: the example of canine echocardiography. Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics. 27, 49–56.

12. Chew DJ, DiBartola SP, Schenck P (2011). Urinalysis - Collection of Urine. In : Manual of small animal nephrology and urology, second edition. Elsevier, saunders, p1-7
13. Comer KM, Ling GV (1981). Results of urinalysis and bacterial culture of canine urine obtained by antepubic cystocentesis, catheterization, and the midstream voided methods. Journal of the American Veterinary Medical Association, 179, 891-895.
14. Crossan A (2003). The Design and Evaluation of a Haptic Veterinary Palpation Training Simulator, thèse de doctorat en philisophie, Université de Glasgow, 243p
15. Crow SE, Walshaw SO, Boyle JE (2009). Centesis. In : Manual of clinical procedures in dogs, cats, rabbits, and rodents, Third edition. Wiley Blackwell, p246-247.
16. Da Costa V (2006). Le chat agressif dans la pratique vétérinaire - Support multimédia, thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard Lyon I, 159p
17. Delport PC, Fourie LJ (2005). Katkor cat litter, a non-invasive method of collecting cat urine for phosphate determination. Journal of the South African Veterinary Association, 76, 233-234.
18. Dru Forrester S, Roudebush P (2007). Evidence-Based Management of Feline Lower Urinary Tract Disease. Veterinary Clinics Small Animal Practice, 37, 533–558.
19. Dru Forrester S, Grant DC (2010). Section III Techniques – Renal/Urinary : Cystocentesis and urinary bladder catheterization. In : Textbook of Veterinary Internal Medicine – Diseases of the dog and the cat. seventh edition. Volume 1. Ettinger SJ, Feldman EC, p 432-433
20. Farin PW, Youngquist RS, Parfet JR, Garverick HA (1992). Diagnosis of luteal and follicular ovarian cysts by palpation per rectum and linear-array ultrasonography in dairy cows. Journal of American Veterinary Medical Association, 200, 1085-1089.
21. Fry DR, Holloway SA. Comparison of Normal Urine Samples collected by Cystocentesis with or without prior Skin Disinfection (2004). Australian Veterinary Practitioner, 34, 2-5
22. Gomez JR, Morales JG, Sanudo MLM (2007). Techniques générales. In : Atlas de chirurgie périnéale du chien et du chat, édition Point vétérinaire, p245-246
23. Greenfield CL, Johnson AL, Schaeffer DJ (2004). Frequency of use of various procedures, skills, and areas of knowledge among veterinarians in private small animal exclusive or predominant practice and proficiency expected of new veterinary

school graduates. Perspectives in Professional Education. Journal of the American Veterinary Medical Association, 224, 1790-1797

24. Gunn-Moore DA (2003). Feline lower urinary tract disease. Journal of Feline Medicine and Surgery, 5, 133–138
25. Haneline MT, Young M (2009). Review of intraexaminer and interexaminer reliability of static spinal palpation: a literature synthesis. Journal of Manipulative and Physiological Therapeutics, 32, 379-386
26. Hanzen C, Pieterse M, Scenczi O, Drost M (2000). Relative accuracy of the identification of ovarian structures in the cow by ultrasonography and palpation per rectum. The Veterinary Journal, 159, 161-170.
27. Hébert F, Bulliot C (2010). Techniques médicales. In: Guide pratique de la médecine interne chien, chat et NAC, troisième édition, Paris : édition med'com, p476
28. Housami F, Drake M, Abrams P (2009). The use of ultrasound-estimated bladder weight in diagnosing bladder outlet obstruction and detrusor overactivity in men with lower urinary tract symptoms. Indian Journal of Urology, 25, 105–109.
29. Kruger JM, Osborne CA, Ulrich LK (1996). Cystocentesis Diagnostic and therapeutic considerations. Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice, 26, 353-361.
30. Lees GE, Simpson RB, Green RA (1984). Results of analyses and bacterial cultures of urine specimens obtained from clinically normal cats by three methods. Journal of the American Veterinary Medical Association, 184, 449-454.
31. Moriguchi CS, Carnaz L, Silva LC, Salasar LE, Carregaro RL, Sato Tde O, Coury HJ (2008). Reliability of intra- and inter-rater palpation discrepancy and estimation of its effects on joint angle measurements. Manual Therapy journal, 14, 299-305.
32. Osborne CA, Kruger JM, Lulich JP, Bartges JW, Polzin DJ (1996). Medical management of feline urethral obstruction. Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice, 26, 483-498.
33. Osborne CA, Stevens JB (1999). Chapter 6 : collection of urine. In : Urinalysis : Clinical guide to compassionate patient care. Leverkusen : Bayer, p45-50
34. Parkes R, Forrest N, Baillie S (2009). Mixed Reality Simulator for Feline Abdominal Palpation Training in Veterinary Medicine. Studies in Health Technology and Informatics journal, 142, 244-246

35. Reine NJ, Langston CE (2005).Urinalysis Interpretation: How to Squeeze Out the Maximum Information from a Small Sample. Clinical techniques in small animal practice, 20, 2-10.
36. Ribadu AY, Ward WR, Dobson H (1994). Comparative evaluation of ovarian structures in cattle by palpation per rectum, ultrasonography and plasma progesterone concentration. Veterinary Record, 135, 452-457.
37. Rubin SI (2000). Clinical examination of the urinary system. In : Veterinary Clinical Examination and Diagnosis. London : Radostits OM, Mayhew IG, Houston DM, p469-479
38. Scott RC, Wilkins RJ, Greens RW (1974). Abdominal paracentesis and cystocentesis. Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice, 4, 413-417.
39. Thomaes T, Thomis M, Onkelinx S, Coudyzer W, Cornelissen V, Vanhees L (2012). Reliability and validity of the ultrasound technique to measure the rectus femoris musclediameter in older CAD-patients. Medical Imaging, 12, 1-6
40. van Duijkeren E, van Laar P, Houwers D (2004). Cystocentesis is essential for reliable diagnosis of urinary tract infections in cats. Tijdschr Diergeneeskd, 129, 394-396.
41. Wamsley H, Alleman R (2007). Complete urinalysis. In: BSAVA Manual of canine and feline nephrology and urology, second edition. Gloucester : Elliott J, Grauer GF, Eds, British Small Animal Veterinary Association, p87-116.
42. Winters C (1998). Nursing Care of dogs and cats. In : Principles and Practice of Veterinary Technology. Pratt PW, p481-484

ANNEXES

Annexe 1 : Citation de la description de la cystocentèse dans les 12 références choisies

1. Kruger JM, Osborne CA, Ulrich LK (1996). Cystocentesis Diagnostic and therapeutic considerations. Vet Clin North Am Small Anim Pract, 26, 353-361.

Seules les descriptions concernant la cystocentèse à visée diagnostique sont exposées :

« Cystocentesis is a form of paracentesis that consists of needle puncture of the urinary bladder for the purpose of removing a variable quantity of urine by aspiration. The diagnosis and therapeutic value of cystocentesis for management of cats with lower urinary tract disease (LUDT) has been recognized for more than 80 years. Although techniques and complications of cystocentesis have not been evaluated by large sacle controlled studies, the fact that nearly 90% of feline urine specimens obtained for routine analyses at the Michigan State University Veterinary Clinical Center, and the University of Minnesota Veterinary teaching hospital are collected by cystocentesis attests to the safety, efficiency, and diagnostic and therapeutic utility of this urine collection method.

DIAGNOSTIC AND THERAPEUTIC INDICATIONS

Nonobstructive LUTD

In patients with nonobstructive LUDTs, normals patient, or patient with nonurinary disorders, diagnostic cystocentesis circumvents many of the potential problems associated with collection of urine specimens by normal micturition, manual compression of the urinary bladder, or catheterization. A commensual population of bacteria normally is present in progressively increasing numbers from the midzone of the urethra to the distal urethra in humans, dogs and cats. In contrast, urine in the kidneys, ureters, and urinary bladder of normal animal sis sterile. Contamination of voided urine with resident bacteria from the urethra, genital tract, and integument, however may complicate interpretation of urinalysis and urine culture results. Likewise, urine samples collected by catheterization also may be contaminated with resident bacteria. In one study of normal male and female cats, bacteriam contamination was identified in 78% of voided urine specimens and 17% of specimens collected by catheterization ; bacteriuria was not detected in urine specimens collected by cystocentesis. Although brief catheterization of normal cats in this study did not induced infection, catheterization is always associated with the potential hazard of iatrogenic urinary tract infection. The risk of catheter-induced urinary tract infection may be substantially greater in patients with pre-existing diseases of the urethra or urinary bladder., or polysystemic diseases that compromise local and/or systemic host urinary tract defenses.

Contamination of voided urine with blood, exsudates, microorganisms, and other debris from the urethra, genital tract, and integument also may complicate interpretation of routine analysis findings. In most cases, detection of hematuria, pyuria, or bacteriuria in urine specimens collected by properly perform cystocentesis localize the site of the to the urinary tract. However, the autors urge caution when interpretingthe presence of microscopic hematuria in urine specimens collected by cystocentesis. Our observations and those of others suggest that diagnostic cystocentesis may be associated with mild transient microscopic hematuria in some patients (see postcystocentesis complications). Because

cystocentesis-induced hematuria cannot be reliably distinguished from pathologic hematuria associated with naturally occuring LUTDs, follow-up evaluations should entail examination of urine specimens collected by spontaneous micturition into non absorbing litters.

CONTRAINDICATIONS

The main contraindication to cystocentesis are an insufficient volume of urine in the urinary bladder and resistance of the patient to restraint and abdominal palpation . Because feline bladders containing sufficients quantities of urine for routine urinalysis are readily palpated per abdomen, digital localization and immobilization of the urinary bladder should always precede cystocentesis. Blind cystocentesis performed without digital localization and immibilization of the urinary bladder usually is unsuccessful and may damage the bladder or adjacent structures.

In our experience, collection of urine by cystocentesis from cats with bacterial uinary tract infection has not been associated with detectable spread of infection outside the urinary tract. In fact, collection of a urine sample for bacterial culture that has not been contaminated by passage through the urethra and genital tract is a frequent reason for performing cystocentesis.

Iatrogenic loss of substantial quantities of urine through the needle tract in the bladder into the peritoneal cavity during or following properly performed cystocentesis is unlikely unless necrosis of the bladder wall is extensive. Transmural necrosis of the bladder wall is rare, but can occur after prolonged obstruction, especially with concomitant bacterial urinary tract infection or traumatic infarction.

EQUIPMENT

The autors routinely use 22-gauge needles that are 1 to 1.5 inches lon. For diagnostic cystocentesis, they usually use small-capcity (5 to 12ml) syringes.

SITE

Careful planning of the site and direction of needle puncture of the bladder wall is recommended. Although some clinicians recommend insertion of the needle into the dorsal wall of the bladder to minimize gravity-dependant leakage of urine into the peritoneal cavity after with-drawal of the needle, the authors recommend that the needle be inserted in the ventral or ventrolateral wall of the bladder in order to minimize the chance of trauma to the ureters and major abdominal vessels (figs 1 and 2). If therapeutic cystocentesis is to be performed, we recommend insertion of the needle closer to the junction of the bladder with the urethra rather than the vertex of the bladder (see fig 1). This maneuver permts removal of urine and decompression of the bladder without reinsertion of the needle into the bladder lumen. If the needle is placed in or adjacent to the vertex of the bladder, it may not remain within the bladder lumen because the bladder progressively decreases in size after aspiration of urine.

The authors also recommend that the needle be directed through the bladder wall at approximatimately a 45-degree angle so that an oblique needle tract is created (see fids 1 and 2). By directing the needle through the bladder wall in an oblique manner, the elasticity of the vesical musculature and the interlacing arrangement of individual muscle fibers provide a better seal for the small pathway created by the needle when it is removed. Additionally, subsequent distension of the

bladder wall as the lumen refills with urine forces the walls of the needle tract into apposition in a manner analogous to the flap valve of the ureterovesical junction.

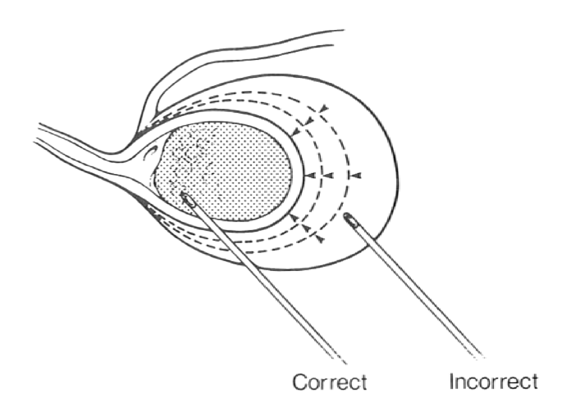


Figure 1. Correct and incorrect sites of insertion of a needle into the bladder for the purpose of evacuating urine. The needle should be inserted in the ventral or ventrolateral surface of the wall cranial to the junction of the bladder and the urethra rather than at the vertex of the bladder. This technique permits removal of urine and decompression of the bladder without need for reinsertion of the needle into the bladder lumen.

PRECYSTOCENTESIS CONSIDERATIONS

Because insertion and with drawal of a 22-gauge needle through the walls of the abdomen and bladder are associated with little disconfort, one rarely needs to administer tranquilization, general anesthesia, or local anesthesia or diagnostic or therapeutic cystocentesis. If the urinary bladder does not contain a sufficient volume of urine to permit digital localization and immobilizationn the patient may be given oral ou subcutaneous fluids, or a diuretic. Although diuretics such as furosemide may be used to facilitate collection of urine samples by increasing urine formation, alteration of urine specific gravity and urine pH are notable drawbacks of this procedure. Even the quantity of bacteria per milliliter of urine may be reduced , altering the results of quantitative urine cultures. Use of diuretics to enhance urine collection by augmenting urine flow, therefore, is best suited for serial urine sample collections when information about urine specific gravity, urine pH, and semiquantitative evaluation of routine test components are not significant.

TECHNIQUE

To perform cystocentesis without risk to the patient, adequate localization and immobilization of the urinary bladdder, as well as planning of the site and direction of needle puncture, are essential. The ventral abdominal skin penetrated by the needle should be cleansed with an antiseptic solution each time cystocentesis is performed. Excessive hait should be removed with a clipper if necessary. The authors usually drench the area with alcohol. Appropriate caution should be used to avoid iatrogenic trauma to or infection of the urinary bladder and surrounding structures.

In cats, it usually is easiest to perform the procedure with the patient in lateral or dorsal recumbency. In normal cats or cats with nonobstructive LUTDs, a urinary bladder containing a sufficient quantity of urine for aspiration by cystocentesis will palpate as a firm to slightly fluctuant walnut to golf ball-sized structure in the caudal abdomen. A severely overdistended bladder in cats with obstructive LUTD will palpate as a hard turgid tennis ball-sized structure in the caudal abdomen. In either cas, excessive digital pressure on the urinary bladdeer should be avoided to prevent inadvertent induction of a micturition reflex and/or minimize the risk of iatrogenic bladder rupture. Once the bladder is

identified, it may be immobilized by gently grasping the neck of the bladder between the thumb and forefinger, or alternatively, by gently compressing the bladder against the pelvic brin (see fig2)

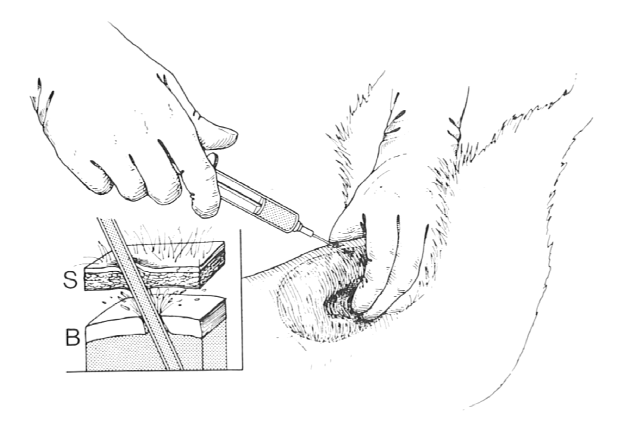


Figure 2. Escape of urine through the bladder wall adjacent to the needle tract as a result of excessive digital pressure used to localize and immobilize the bladder. S = skin of abdominal wall; B = wall of urinary bladder.

After immobilization of the urinary bladder, the needle should be inserted through the ventral abdominal walland advanced to the caudoventral aspect of the bladder. The needle should be inserted through the bladder wall at an oblique angle. If a larger quantity of urine is aspirated, the needle should be directed to enter the bladder lumen cranial to the junction of the bladder with the urethra. If a small volume of urine is to be collected for analysis, any site along the ventrolateral or ventral surface of the bladder is satisfactory. While the needle and bladder are immobilized, urine should be aspirated gently into the syringe. Excessive digital pressure should not be applied to the bladder wall while the needle is in it lumen, to prevent urine from being forced around the needle into the peritoneal cavity (see fig2)

If disease of the bladder wall or virulence of urinary pathogens is a likely cause of complications associated with loss of urine into the peritoneal cavity, the bladder should be emplied as completely as is consistent with atraumatic technique. These potential complications have not been a problme in our patients.

POSTCYSTOCENTESIS CARE

The need for prophylatic antibacterial therapy after cystocentesis must be determined on the basis of the status of the patient and retrospective evaluation of technique. In most instances it is not required. To minimize contamination of the peritoneal cavity with urine, unnecessary digital pressure on the urinary bladder after cystocentesis should be avoided.

POSTCYSTOCENTESIS COMPLICATIONS

Patient

The histopathologic, radiographic, and ultrasonic consequence of cystocentesis have not been evaluated by controlled studies. The authors occasionally have observed small 1 to 8 mm submucosal hematomas of the bladder after antemortem cystocentesis in experimental cats (fig 3)

However, they have not observed significant antemortem or postmortem complications after use of cystocentesis in hundreds of cats in our clinical and experimental studies. Potential complications include damage tothe bladder wall or adjacent structures to the bladder wall. These complications

are most likely to occur if the technique is attempted in an un cooperative patient or in a patient with small urinary bladder.

Laboratory

The authors have encountered a few instances in which penetration of a loop of intestin by the needle resulted in false-positive significant bacteriuria result. More commonly, they have observed varying degrees of cystocentesis-induced microscopic hematuria. In experimental studies, microscopic hematuria was detected in approximatively 12% of urine specimens collected by cystocentesis from normal untreated control cats. In all ceses, evaluation of subsequent spontaneously voided urine samples show complete resolution of hematuria within 24 to 48 hours after cystocentesis (Kruger JM, unpublished observation, 1990). These observations emphasize the fact that cystocentesis may be associated with transient microscopic hematuria.

2. Winters C (1998). Nursing Care of dogs and cats. In : Principles and Practice of Veterinary Technology. Pratt PW, p481-484

« Cystocentesis is removal of urine from the bladder with syringe and needle. This technique prevent lower urinary tract contamination of the urine sample and is ideal for collecting urine samples for culture. Syringe size is dictated by the volume of urine needed for a standard urinalysis, specific gravity and culture. A 22-gauge, 1 ¼ - inch or 21-gauge, 2 – inch is used. Restraint is crucial to the success of cystocentesis and patient safety. Cats are uselly restraint in dorsal or lateral recumbency ;in dogs, the procedure may also be done with the patient standing.

With the animal in dorsal recumbency the « pooling » technique may help locate the best place for cystocentesis. A small amount of alcohol is pourred into the abdomen ;the area on ventral midline where it pools is best for cystocentesis. In male dogs, move the prepuce to one side to allow insertion of the needle.

Immobilize the bladder by lightly holding it beetween thumb and fingers ; do not squeeze the bladder during cystocentesis. Direct the needle (attached to the syringe) in a caudo-dorsal direction on the midline, just cranial to the pubis. The needle should penetrate at the neck of the bladder or trigone area in the ventral abdomen, just cranial to the pubis (fig 26-4). One the needle is in the abdomen, never redirect the needle or withdraw and reinsert it, because this could contaminate the bladder or abdominal cavity. When the needle is in the lumen of the bladder, aspirate gently until urine flows into the syringe. Discontinue aspiration before removing the needle from the bladder. If the first attempt is unsucessful, change needle and try one more time. If unsucessful on the second attempt, wait an hour before attempting again. If the patient is struggling, discontinue attempts at cystocentesis unless the animal is sedated.

Cystocentesis is contraindicated in patients with bleeding disorders, suspected pyometra, or a bladder tumor. Cystocentesis should also be avoided in patients recovering from recent abdominal surgery or trauma. Possible complications of cystocentesis include contamination of the bladder with fecal material from accidental intestinal penetration, bladder rupture, and puncture of a blood vessel in the skin, bladder or abdominal wall. »

3. Osborne CA, Stevens JB (1999). Chapter 6 : collection of urine. In : Urinalysis : Clinical guide to compassionate patient care. Leverkusen : Bayer, p45-50

« Cystocentesis is a form of paracentesis consisting of needle puncture of the urinary bladder for the purpose of removing a variable quatity of urine by aspiration. Expensive clinical experience as reveled that properly performed cystocentesis is of great diagnostic value. This technique is usually associated with a smaller risk of iatrogenic infection than catheterization and is often better tolerated by patients (especially cats and female dogs) than catheterization. Diagnostic cystocentesis may be indicated to :

- *Prevent contamination of urine samples with bacteria, cells, and debris from the lower urogenital tract*
- *Aid in localization of hematuria, pyuria, and bacteriuria*
- *Minimize iatrogenic UTI caused by catheterization, especially in patients with diseases that predispose to them to bacterial UTI*

The main contraindications to cystocentesis are an insufficiant volume of urine in urinary bladder and patient resistance to restraint and abdominal palpation. Blind cystocentesis performed without digital localization and immobilization of the urinary bladder is usually unssucessful and may be associated with damage to the bladder or adjacent structures. Cystocentesis of patients with recent cystotomy insicion should be performed with apropriate caution.

The major diagnostic limitation of cystocentesis is that it is frequently associated with varying degrees of microscopic hematuria. In patients with cystitis, microscopic hematuria should be expected as the result of needle induced damage to inflamed bladder wall tissue containing an increased number and size of dilated vessels (figure 6-10, 6-11). To make the point, consider this illustration. If you scratch normal skin on your forearm, isn't it unlikely that scratching will cause detectable hemorrhage ? Alternatively, if you scratch a recently abraded scab-covered lesion on your forearm, isn't bleeding likely to occur ?

Pleased note that bleeding associated with inflammation does not necessarily mean that the bladder is not healing. However, urine samples collected by cystocentesis are not recommended to monitor remission of disease-induced hematuria, because cystocentesis-induced hematuria cannot be readily distinguished from disease-induced hematuria. What is the solution to this dilemma ? Evaluation of naturrally voided urine samples will not be confounded by the possibility of cystocentesis-induced iatrogenic hematuria.

There are instances when collection of urine samples by cystocentesis is recommended to follow a patient's response to therapy. A notable example is monitoring response to antibacterial traitment of bacterial urinary tract infection. The urinary bladders of patients with irritative cystitis may be to small to safely collect urine by cystocentesis. In this circumstance, inducing diuresis with parenteral fluids or furosemide is acceptable to facilitate diagnostic culture of urine collected by cystocentesis. However, diuresis will reduce quantitative culture counts. Urine formation enhanced with parenteral fluids or furosemide is not suitable for diagnostic urinalysis. »

4. Rubin SI (2000). Clinical examination of the urinary system. In : Veterinary Clinical Examination and Diagnosis. London : Radostits OM, Mayhew IG, Houston DM, p469-479

« Collection of a urine sample

Urine may be collected by natural voiding, urethral catheterization of the bladder, or by cystocentesis. Cystocentesis is the preferred method because it prevents contamination of the sample by the distal urethra and genital tract. However, in animals being examinated for evaluation of hematuria, a midstream voided sample is collected first because other collection methods may introduce red blood cells into the sample as a result of trauma.

Cystocentesis

Cystocentesis, or puncturing of the bladder with a needle through the abdominal wall to obtain an uncontamined urine sample, is simple when the bladder is palpable and is generally well tolerated by both dogs and cats.

The procedure is done using a 22 gauge needle. A 10 or 12 ml syringe is used. The procedure can be done in lateral or dorsal recumbency in cats and dogs, or in the standing dog (fig 18.4, 18.5). Whichever position is uused it is recommended that the needle be inserred through the ventral or ventrolateral wall of the bladder so as to minimize the risk of trauma to the ureters and large abdominal vessels. The needle is directed through the bladder wall at 45° so that an oblique tract will be created, providing an effective seal upon removal. Excessive hair is removed from the cystocentesis site and the skin is wiped with alcohol.

Complications and contraindications of cystocentesis

- *Complications include hematuria and laceration of the bladder or intestines (the risk of introducing infection is low)*
- *Contraindications include insufficient urine volume to allow digital localization and immobilization of the bladder, and patient resistance to restraint and abdominal palpation.*

Lateral cystocentesis

The animal is positionned in lateral recumbency or is standing and the bladder is palpated to determine its size and loalisation. The bladder is immobilized with the free hand, either from below in lateral recumbency or from the opposite side of the abdomen when the animal is standing, and pressed dorsally and caudally to immobilize it. If the dog is standing it may be useful to have an assistant hold up the flank fold on the side where the needle is to be inserted (fig 18.4). The needle is inserted throught the skin of the ventrolateral abdominal wall, abdominal cavity and bladder wall, angling caudomedially, and urine is aspirated into the syringe. If blood or no urine is obtained, aspiration is stopped and the needle withdrawn completely. Attempting to redirect the needle within the abdominal cavity is not recommanded. Instead, the needle is replaced with a new sterile one and a second attempt made. If unsuccessful, no further attempts are made for several hours.

Ventral cystocentesis

The animal is positionned in dorsal recumbency. One or two assistants are often required to restrain and position the patient and the bladder is palpated to determine size and location. The bladder is stabilized and positionned close to the ventral abdominal wall by compression of the cranial abdomen with the free hand (fig18.5). In female dogs and cats and in male cats the needle is inserted into the abdomen remaining on the midline. In the male dog the needle is inserted lateral to the prepuce. Urine is aspirated as described above.

Clincal Pointer

For ventral cystocentesis some clinicians advocate dripping alcohol on to the caudal abdomen and inserting the needle at the site of alcohol pooling. »

5. Brown C (2006). Diagnostic cystocentesis: technique and considerations. Lab Animal Clinical Techniques, 35, n°4, p21-23

« Cystocentesis, the aspiration of urine from the urinary bladder, has both diagnostic and therapeutic uses.This month, we discuss the diagnostic reasons for using this technique and summarize the steps necessary to safely perform the procedure in laboratory animals.

Evaluation of urine provides useful information that helps diagnosis, treatment, and prevention of many urinary and nonurinary disorders. The method of collecting urine samples depends on the diagnostic tests to be carried out and the size and temperament of the animal patient. Four methods of urine collection are available: natural micturition, manual compression, catheterization, and cystocentesis. Cystocentesis is a procedure in which a needle is inserted through the abdominal wall into the urinary bladder to withdraw urine. The procedure can be performed percutaneously or if the abdomen is open (surgically), directly through the bladder wall.

WHY USE CYSTOCENTESIS?
Urine analysis may be necessary for a variety of reasons such as hormonal assays, rug clearance tests, viral isolation,determination of urine pH, and detection of crystaluria or bacteriuria1. Diagnostic cystocentesis avoids many of the potential problems associated with the collection of urine specimens by natural micturition, manual compression of the urinary bladder, or by catheterization of the urethra. Cystocentesis is the preferred method to obtain a urine specimen that is not contaminated with the normal bacteria of the lower urinary tract. The urine in the kidneys, ureters, and urinary bladder of healthy animals is sterile. Contamination of urine with resident bacteria from the urethra, genital tract, and integument may complicate interpretation of urinalysis and urine culture results. Catheterization of the lower urinary tract is always associated with the potential hazard of trauma and iatrogenic urinary tract infection.

PERFORMING CYSTOCENTESIS
Cystocentesis is typically performed in the awake animal. For very small animals (e.g., rats, mice, gerbils, degus) that are difficult to keep still with manual restraint it may be necessary to perform the procedure under sedation. The recommended technique to perform cystocentesis without risk to the animal involves palpation and immobilization of the urinary bladder as well as planning the site and direction of the needle puncture.

Positioning of the animal
*The animal may be in lateral or dorsal recumbency (**Fig. 1**); this is a matter of preference for the individual performing the cystocentesis. A foam, metal, or plastic V-trough is helpful when positioning larger animals in dorsal recumbency (**Fig. 2**).*

Preparation
Wetting the fur and/or skin with an alcohol solution is often used to see where the needle will puncture the skin, and not primarily as a disinfectant. If the animal is not clean (e.g., it could be covered in excrement or dirt) the area can be shaved and scrubbed prior to performing cystocentesis; however, under routine circumstances this is not necessary. Results of a study in 22 cats suggested that contamination of urine samples collected by cystocentesis does not occur even when the hair is not clipped or the skin not disinfected.

Equipment
Appropriate size needles and syringes should be selected depending on the size of the animal and the volume of urine required for analysis. Needle length should be determined by size of the patient and

may range from 0.5 inches to 1.5 inches in length. The smaller the patient the shorter the needle length should be to avoid complications.
Insertion and withdrawal of a 22-gauge or 25-gauge needle results in little discomfort to the animal and minimal (if any) urine leakage. If large volumes of urine are to be obtained, a butterfly catheter consisting of a needle and a length of flexible tubing or a 3-way stop-cock may be used to help sample collection. Depending on the situation, a V-tray for positioning, clippers, or an ultrasound unit may also be used.

Bladder localization

*The position of the urinary bladder within the abdomen will vary depending on how much urine it contains. The bladder typically rests rostral to the pubic symphysis in most species. The colon and reproductive organs are located dorsal and lateral to the urinary bladder. A ventral or lateral approach to the bladder is recommended. Once the bladder is identified, it may be immobilized by gently grasping the neck of the bladder between the thumb and the forefinger (**Fig. 2**).*

*Keep in mind that excessive digital pressure on the urinary bladder may result in inadvertent induction of micturition. Alternatively an ultrasound probe may be used to locate the bladder. The animal is placed in dorsal recumbency and application of an alcohol solution to the skin is used to visualize the bladder. Avoid the use of ultrasound gel as introduction of gel via the needle tract into the patient is undesirable. Ultrasound localization is an excellent method to locate small bladders or bladders that contain a small volume of urine. The ultrasound probe is placed at the pubic symphysis (**Fig. 3a**) and directed rostral and dorsal until the hyperechoic (black) vesicle is located (**Fig. 3b**).*

The needle is then visualized as it enters the abdomen and bladder, and as the sample is obtained. This minimizes the risk of inserting the needle into surrounding structures.
On occasion it may be necessary to perform cystocentesis in an anesthetized animal undergoing laparatomy. The bladder is easily visualized if the abdomen is open. In this situation it is ideal to insert the needle into the caudoventral aspect of the bladder so that as the urine is aspirated and the bladder retracts the needle remains within the lumen.
Cystocentesis may be performed blindly, however, this author does not recommend this technique.

Site and direction of needle placement

*The site and direction of the needle puncture into the bladder wall are important; however, limitations exist when performing cystocentesis based on palpation alone. The most important consideration should be with regard to the surrounding structures. The ureters originate at the neck of the bladder and course along the dorsolateral aspect of the bladder as do the majority of the major blood vessels of the bladder. For this reason it is important to grasp the bladder at its neck and insert the needle into the ventral or ventrolateral aspect of the bladder. Some clinicians argue that insertion of the needle at a 45-degree angle provides a better seal of the small pathway created by the needle when it is removed. However, perpendicular needle insertion has not been associated with adverse effects (**Fig. 4**).*

COMPLICATIONS AND CONTRAINDICATIONS

The main contraindication to cystocentesis is insufficient volume of urine in the urinary bladder and resistance of the animal to restraint. Ultrasound guided aspirates can minimize the complications of small bladder volume, and chemical restraint can be used to overcome animal resistance. Iatrogenic loss of urine into the peritoneal cavity during or after properly performed cystocentesis is unlikely unless there is extensive necrosis of the bladder wall, which can occur after prolonged urinary tract obstruction. Laceration of the bladder wall, aorta, or vena cava can occur if the animal is not properly restrained or if the needle length is too great for the size of the animal. Laceration of the aorta or vena cava with the cystocentesis needle can result in lifethreatening complications with the associated blood loss. Occasionally, small submucosal hematoma formation has been observed in

experimental cats after cystocentesis, but this had no notable adverse effects associated with it. Penetration of a loop of bowel can result in a false-positive bacteriuria result.
Caution should be used when interpreting the presence of microscopic hematuria in urine specimens collected by cystocentesis. Diagnostic cystocentesis may be associated with mild transient microscopic hematuria in some patients.
If the urethra has been recently catheterized and the bladder has been flushed, this may alter the composition of the urine in the bladder lumen. Consequently, the results of diagnostic tests such as urine biochemistry, analysis, and bacterial culture will be altered.
Cystocentesis should be avoided in animals that are pregnant, have blood dyscrasias, or if bladder neoplasia (such as transitional cell carcinoma) is suspected. »

6. Gomez JR, Morales JG, Sanudo MLM (2007). Techniques générales. In : Atlas de chirurgie périnéale du chien et du chat, édition Point vétérinaire, p245-246

« La cystocentèse est une technique réalisée pour obtenir des prélèvements urinaires stériles issus directement de la vessie, ce qui évite leur contamination par des bactéries ou des restes de tissus provenant des voies urinaires inférieures. Elle permet aussi d'éviter les infections ascendantes de la vessie, secondaire à son sondage. La cystocentèse est également indiquée pour décomprimer la vessie lors d'obstruction urétrale lorsque cela ne peut se faire par sondage rétrograde.

3.1 Technique
Raser et préparer la zone de manière aseptique
Localiser la vessie et l'immobiliser contre la paroi abdominale sans exercer de pression excessive (fig.1)
Une compression trop importante de la vessie favorise la fuite d'urine dans la cavité péritonéale autour de l'aiguille.
Réaliser la ponction avec une aiguille de diamètre 21-22G et de longueur 40 mm en traversant la ligne médiane chez la femelle et la ligne paramédiane chez la mâle.
Introduire l'aiguille obliquement (à 45°) dans la partie moyenne de la vessie en la dirigeant vers le trigone vésical.
Tenir la seringue de manière à pouvoir retirer le piston sans avoir à la lâcher et aspirer l'urine de manière continue (fig4)

Encadré 1 : La cystocentèse est une technique rapide et facile. Elle est mieux tolérée que le sondage chez les chiennes et les chats.

Encadré 2 : Pour faciliter la ponction vésicale, il est recommandé de diriger le faisceau de l'aiguille vers l'extérieur (fig2)

3.2 Complications
Normalement cette technique ne s'accompagne pas de complications secondaires.
Cependant, parfois on peut observer des lésions vésicales, des hémorragies, une péritonite, des fistules urinaires et des adhérences chez les patients non coopératifs ou lorsque la vessie est très petite.

Encadré 3 : La cystocentèse est contre-indiquée si la vessie n'est pas palpable, soit parce qu'elle n'a pas un volume suffisant, soit parce que le patient n'est pas coopératif. Ne réalisez pas de ponction « à l'aveugle »
Encadré 4 : Si vous administrez des diurétiques (furosémide) avant la cystocentèse, souvenez vous qu'ils modifient la densité urinaire, le pH et la teneur bactérienne/mm^3. »

7. Wamsley H, Alleman R (2007). Complete urinalysis. In: BSAVA Manual of canine and feline nephrology and urology, second edition. Gloucester : Elliott J, Grauer GF, Eds, British Small Animal Veterinary Association, p87-116.

Dans cet ouvrage, aucune description précise de la méthode à utiliser pour effectuer une cystocentèse n'est proposée. Le matériel à utiliser est décrit dans un tableau :

« Cats : 23-gauge sterile needle, 16mm (5/8 inch) to 25 mm(1 inch), depending on patient size »

Une partie du texte sur l'analyse d'urine mentionne la cystocentèse :

« In most situations, either naturraly voided urine collected midstream into a sterile container or urine obtained by cystocentesis is preferred. Factors may be useful to consider when selecting a urine collection method include the patient's clinical status, the logistics of the collection method and the intended use of the sample. For example, cystocentesis is the ideal collection method when a bacterial culture is desired. However, patients with cystitis may exhibit urge incontinence, making cystocentesis virtually impossible »

Un tableau des avantages et inconvénients est également présent :

Collection method	*Advantages*	*Disadvantages/precautions*
Antepubic cystocentesis	*- Avoids lower genitourinary contamination of urine sample* *- Ideal sample for urine culture* *- Less risk of iatrogenic infection compared with transurethral catheterization* *- Easier than collection of a voided sample from cats* *- Better tolerated than catheterization, especially by cats and bitches*	*- Contrindicatedin patients with a bleeding diathesis (e.g. thrombocytopenia), may be performed with great caution after cystotomy* *- An adequate volume of urine within the bladder is required* *- Blind cystocentesis without at least manual localization and immobilization of the bladder is not recommended. Ultrasound-guided needle placement is helpful, though not mandatory* *- Misdirection of the needle can lead to a non-diagnostic or contaminated sample (e.g. enterocentesis)* *- A variable degree of iatrogenic microscopic haematuria, which cannot be readily distinguished from pathological, disease- induced haematuria, may be caused by this collection method. This type of contamination can be particularly pronounced when the bladder wall is inflamed or congested. Iatrogenic haematuria may limit the utility of this collection method when monitoring the progression of disease in a patient that has pathological haematuria.*

8. Crow SE, Walshaw SO, Boyle JE (2009). Centesis. In : Manual of clinical procedures in dogs, cats, rabbits, and rodents, Third edition. Wiley Blackwell, p246-247.

La description est divisée en quatre parties :

« Specific Indications

1. Hematuria, dysuria, pyuria

2. Distention of the urinary bladder (when lower urinary tract obstruction cannot be relieved by urethral catheterization)

3. Routine collection of urine for analysis and/or culture

Complications

1.Rupture of the bladder , resulting in urine leakage and possible chemical peritonitis

2. Minimal hemorrahage, resulting in contamination of urine by blood

Site

The ventral abdomen just cranial to the pubis is the appropriatesite for cystocentesis, even if the bladder can be palpated more cranially.

Restraint and positionning

The animal is placed in dorsal recumbency or in lateral recumbency with the upper led abducted to expose the inguinal area. »

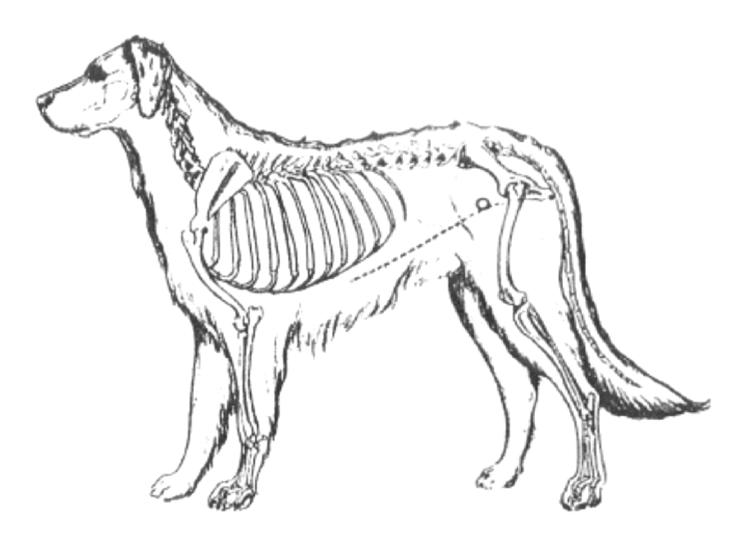


Figure 22-4 Site for performing cystocentesis.

9. Caney S (2009) Cystocentesis : A guide for veterinary professionals. http://www.catprofessional.com/free_downloads.html

Ce document étant sous la forme de diapositives power point, le contenu des diapositives est cité pour chacune d'elle :

Diapositive n° :

1. *« Cystocentesis in cats. A guide for veterinary professionals. Catprofessional.cm »*

2. *« Step 1 : preparation* (photographie du matériel : seringue, aiguille, récipient stérile)
    - *Equipment required*
        - *5 or 10 ml syringe*
        - *23 g one inch needle*
        - *Sterile container »*

3. *« Step 2 : palpate the bladder »* (photographie d'une palpation abdominale chez un chat debout : une personne palpe et un assistant contient le chat)

4. *« Step 3*
    - *Samples can be collected with the cat in any position :*
        - *Standing*
        - *Lateral recumbency*
        - *Dorsal recumbency*
    - *All you need is a calm cat whose bladder you can feel*
    - *Sometimes it helps to have two assistants : one at each end of the cat gently restraining it and trying to keep it as calm and relaxed as possible*
        - *For example if lying the cat on his back, have a deep bed underneath to make the procedure as comfortable as possible »*

5. *« Step 4 : collect the sample*
    - *There is no need to clip the fur*
    - *Attach the needle to the syringe and remove the needle guard*
    - *Stabilise the bladder using your free hand (the hand that will not be holding the syringe). One happy, pick up the syringe with your other hand*
    - *Placethe needle on the skin (so that the cat can feel it) then gently pass it through the skin and into the bladder*
    - *Aspirate your sample*
    - *Release your hold on the bladder*
    - *Withdraw the needle*
    - *Empty the sample into sterile container »*

6. *« Standing cystocentesis* (photographie d'une cystocentèse sur un chat debout contenu par un aide, la main droite tient la vessie, la main gauche réalise la ponction)
   Use the left hand the stabilise the bladder if you are right-handed »

7. *« Dorsal recumbency cystocentesis* (photographie d'une cystocentèse en décubitus dorsal, la main gauche immobilise la vessie, la main droite effectue la ponction, légende : « *This cat is anaesthetised and therefore very relaxed »*)
   The bladder is stabilised between the left hand and the bones of the pelvis »

8. *« Lateral recumbency cystocentesis* (photographie d'une cystocentèse en décubitus latéral, la main gauche immobilise la vessie, la main droite effectue la ponction, légende : « *This cat is anaesthetised and therefore very relaxed »*)
   The bladder is stabilised using the left hand (thumb in front of the bladder, fingers gently raising the bladder) »

9. *« Ultrasound guidance*
   - *If the bladder is not palpable or is very small, ultrasound guidance can make cystocentesis possible.*
   - *In many cases, no clipping of fur is needed. After applying some surgical spirit, ultrasound gel is applied to the coat and the bladder is imaged. »*

10. *« Contraindications and potential adverse effects*
    - *Cystocentesis is generally a safe and well tolerated procedure*
    - *Adverse effects are* ***rare*** *and include*
      - *Bruising, haemorrhage, urine leakage and bladder rutputre are potential complications in blocked cats (cats with urethral obstruction)*
      - *Vagal stimulation can cause transient side-effects (retching, panting, collapse) – affected cats recover spontaneously within a few minutes. This is very rare ! »*

11. *« Conclusions*
    - *Cystocentesis is generally a safe and well tolerated procedure*
    - *It should not be a painful or stressful experience for the patient*
    - *Cystocentesis should not require sedation or anaesthesia of the patient (unlesse very fractious)*
    - *It is the ideal way of obtaining a sterile urine sample from a cat »*

10. Dru Forrester S, Grant DC (2010). Section III Techniques – Renal/Urinary : Cysotcentesis and urinary bladder catheterization. In : Textbook of Veterinary Internal Medicine – Diseases of the dog and the cat. seventh edition. Volume 1. Ettinger SJ, Feldman EC, p 432-433

« Cystocentesis is usually performed to collect urine for diagnostic evaluation but is occasionally used to temporarily decompress the urinary bladder in dogs or cats with urethral obstruction. Obtaining urine from the urinary bladder bypasses contamination from the lower urogenital tract and is the preferred technique when samples are to be submitted for bacterial culture. When performed correcty, cystocentesis is a safe, easy, and practical procedure. In most dogs and cats, a 22-gauge, 1.5 inch needle attached to a 12 ml syringe is used. If the urinary bladder cannot be palpated, ultrasound guidance usually allows correct needle placement.

Cystocentesis can be done with dogs standing or in dorsal recumbency ; for most cats it is easiest to perform cystocentesis when they are in lateral recumbency. The urinary bladder should be palpated to determine the site for puncture, to immobilize the bladder, and to provide a simple « target » for needle placement. Usually the needle is inserted into the ventral wall or ventrolateral aspect of the urinary bladder. Hair can be clipped over the site and the skin prepared aseptically ; however, in most situations simply using alcohol to wipe the skin over the puncture site is all that is needed. The urinary bladder can be immobilized with one hand, and the other hand is used to guide the needle throught the abdominal wall and into the target. If the urinary bladder contains a small amount of urine or if cystocentesis is done therapeutically, the needle should be inserted near te urinary bladder neck, rather than at the apex, so that urine can be removed continuously as the urinary bladder becomes smaller. Urine is aspirated by pulling back gently in the plunger to create negative pressure. If urine is not obtained, the needle should not be redirected ; rather, the needle should be removerd from the abdomen and the procedure begun again. Excessive pressure on the urinary bladder during and immediately after aspiration should be avoided to prevent leakage of urine into the abdominal cavity.

If the urinary bladder cannot be palpated and ultrasound is not available, cystocentesis can be done « blindly ». Although this technique may not be consistently effective, it can be attempted if a dog or a cat cannot be hospitalized for a period of time to allow the bladder to fill or if the pet is likely to void frequently due to pollakiuria. « Blind » cystocentesis is performed with the dog or the cat positionned in dorsal recumbency, and a puncture site is selected on the midline, halfway between the umbilicus and pelvic brim (this is often the point where alcohol pools when dripped onto the area in female dog). Urine should be aspirated as described above. If sample is not abtained the needle is removed and aspiration is attempted at a site just cranial or caudal to the original puncture. If urine is not obtained after a total of three attempts, cystocentesis should be delayed until the urinary bladder can be palpated or ultrasound guidance is possible. »

11. Hébert F, Bulliot C (2010). Techniques médicales. In: Guide pratique de la médecine interne chien, chat et NAC, troisième édition, Paris : édition med'com, p476

« Cette technique permet de recueillir des urines de façon stérile. Il s'agit de la méthode de prélèvement de choix lorsqu'un examen cytobactériologique des urines est nécessaire.

Matériel

Seringue de 5 ml ou plus avec aiguille montée de calibre 21-24x3/10 à 5/10 ou vacutainer avec aiguille 38x7/10.

Technique

- *L'animal est rarement tranquillisé ou anesthésié sauf en cas d'agitation importante.*
- *Raser et nettoyer autour du site de ponction. Désinfecter la ligne médiane de l'abdomen.*
- *Immobiliser la vessie d'une main contre la paroi abdominale.*
- *Introduire l'aiguille selon une trajectoire oblique.*
- *Mâles : à quelques centimètres latéralement à la ligne médiane. Femelles : sur la ligne médiane, postérieurement à l'ombilic.*
- *Aspirer doucement l'urine.*
- *Eviter les mouvements latéraux avec l'aiguille.*
- *Arrêter l'aspiration avant le retrait de l'aiguille pour ne pas aspirer de sang.*
- *La ponction peut se pratiquer sous échographie lorsque la vessie est difficilement palpable.*
- *L'urine est ensuite introduite dans un tube stérile pour un ECBU après avoir remplacé l'aiguille par une aiguille stérile afin d'éviter la contamination.*
- *Si la vessie est vide, il peut être utile de faire une injection de diurétique (furosémide, 2mg/kg IV ou IM) en sachant que les paramètres physiques et chimiques seront modifiés. En cas d'infection, la numération de germes sera aussi sous-estimée.*

Complications

- *Si la vessie est trop distendue, la vider juste après pour éviter un uropéritoine.*
- *Aspiration de sang.*
- *Hématurie macroscopique 24h.*
- *Difficultés à passer la paroi vésicale sur des vessies peu remplies.*
- *Lacération de la paroi vésicale si l'animal se débat (très rare). »*

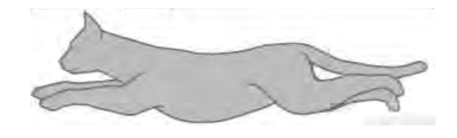
12. Chew DJ, DiBartola SP, Schenck P (2011). Urinalysis - Collection of Urine. In : Manual of small animal nephrology and urology, second edition. Elsevier, saunders, p1-7

« ***Cystocentesis***

Technique *: figure 1-3*

STANDARD (BLADDER PALPABLE AND CAN BE STABILIZED)
Restrain animal in lateral or dorsal recumbency (cat, small dog) or allow animal to remain standing (large dog). Sedate aggressive animals as necessary.
Clipping or wetting the hair with water to expose skin at puncture site is preferred by some operators but is not necessary. Do not disinfect the skin before cystocentesis because this carries a risk of contamination of urine by disinfectant and possible false negative culture results.
Stabilize the bladder's position by palpation. Compressing the bladder from the opposite side of the abdomen often facilitates its identification on palpation.
Perform bladder puncture using a 22-gauge needle connected to a 6 or 12ml syringe. Aim the needle toward the pelvic inlet to minimize bladder trauma because the bladder will decrease in size as urine is aspirated. Gentle negative pressure on the syringe during puncture allows urine to be aspirated immediately after penetration of the bladder lumen.

BLIND (BLADDER NOT PALPABLE)
Restrain animal in dorsal recumbency.
Visualize a point on the ventral midline between the fourth and fifth teats and make needle puncture at this location.
Choose a more caudal insertion site (i.e., closer to the pubis) if the bladder is very small.
Choose a more cranial insertion site (i.e., closer to the fourth teat) if the bladder is very large.
Push the viscera caudally with the fingers of one hand as necessary to allow a slight bulging of the bladder to be seen.
Defect the penis and prepuce in male dogs to one side before midline puncture.
Blind technique is successful in approximately 50% of attempts in dogs but is not recommended in cats because the position of the bladder in cats is considerably more variable than in dogs.
Ultrasound guidance can be helpful when difficulty is experienced using the blind technique.



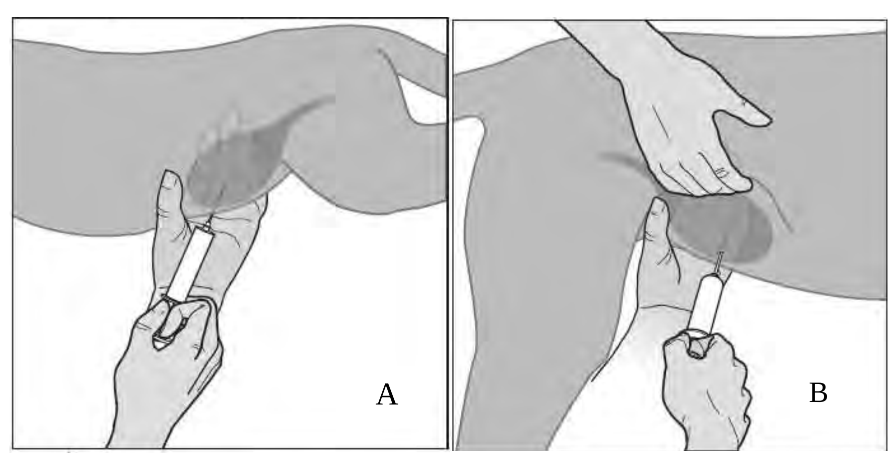


FIGURE 1-3

Cystocentesis techniques in the cat and dog.
A. Cystocentesis in the cat using lateral recumbency. The cat is restrained in lateral recumbency while the operator stabilizes the bladder followed by puncture with a 22-gauge needle and gentle aspiration of urine. Note that the needle is aimed toward the pelvic inlet to minimize the risk of trauma during the procedure.
B. Cystocentesis in a large standing dog. The operator stabilizes the bladder just cranial to the hind limb with the left hand while an assistant elevates the skin of fank dorsally andcaudally. With the right hand, the operator punctures the lateral wall of the bladder. (Drawn by Tim Vojt.)

Advantages

a. *Contamination from the distal urethra, vagina, vestibule, prepuce, or perineum is avoided.*
b. *Simple to perform when the bladder is palpable.*
c. *Negligible risk of introducing infection.*
d. *Useful in animals at high risk for infection (e.g., diabetes mellitus, hyperadrenocor-ticism).*
e. *Well tolerated by both dogs and cats.*

Disadvantages

a. *Should not be attempted if cystotomy has been performed in the past week, if the ani-mal has an atonic bladder, or if transitional cell carcinoma is likely present.*
b. *Potential risk of urine leakage if the bladder remains distended after the procedure. Leakage also may occur if the bladder wall is devitalized.*
c. *Puncture of other abdominal viscera may occur.*
d. *RBCs may be introduced into the sediment due to iatrogenic trauma, which may be confused with pathologic hematuria.*

Complications

a. *Complications are rare.*
b. *Transient macroscopic or microscopic hematuria.*
c. *Seeding of tumor cells from transitional cell carcinoma potentially can occur, but the frequency and importance of this problem is not known.*
d. *Some cats salivate excessively or vomit after cystocentesis (i.e., vagovagal response).*
e. *Rarely a cat will collapse after cystocentesis, possibly due to catecholamine release, and this effect may be more severe in cats with underlying cardiovascular disease.*
f. *<25,000μ platelet count increases the risk for bleeding; <10,000μ platelet count is an absolute contraindication.*
g. *Avoid if the patient is known to have emphysematous cystitis, as this may increase the chances for urine leakage.*

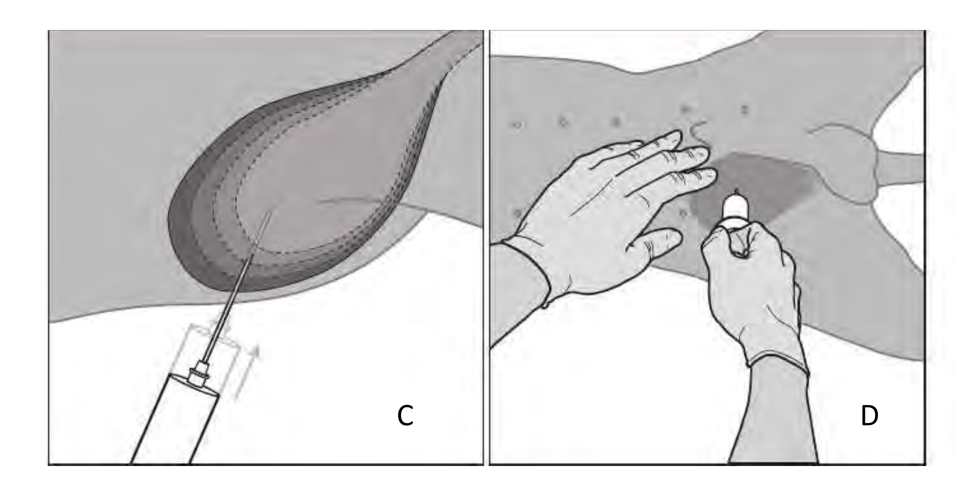


FIGURE 1-3

C. Angle and depth of cystocentesis needle. The needle should penetrate into the bladder lumen sufficiently deep so that the needle stays in the lumen as the bladder contracts in size as urine volume is withdrawn. Theoretically, the needle should enter the bladder at an angle so that a longer transmural tract is created that will seal the needle tract more readily.

D. Cystocentesis in a male dog in dorsal recumbency. The penis is defected from the midline by the operator with the non dominant hand while also pushing the abdominal viscera caudally. This caudal shift of the viscera often causes the bulging bladder to become more obvious as the site to choose for needle puncture. When the bladder is not palpable with either the male or female dog in dorsal recumbency, the needle is advanced on the midline at the intersection of an imaginary "X" drawn from the fourth and fifth teats on eachside of the abdomen. (Drawn by Tim Vojt.) »

Annexe 2 : Organisation spatio-temporelle de la première séance

temps (min)	salle 1	salle 2	salle 3	échographie
4	**A**			
8	**B**	**A**		
12	**C**	**B**	**A**	
16	**D**	**C**	**B**	**A**
20	**E**	**D**	**C**	**B**
24	**F**	**E**	**D**	**C**
28		**F**	**E**	**D**
32		**C**	**F**	**E**
36		**A**	**C**	**F**
40	**C**	**E**	**A**	
44	**A**	**D**	**E**	**C**
48	**E**	**F**	**D**	**A**
52	**D**	**B**	**F**	**E**
56	**F**		**B**	**D**
60	**B**			**F**
64			**E**	**B**
68	**E**		**A**	
72	**A**	**E**	**F**	
76	**F**	**A**	**B**	**E**
80	**B**	**F**	**C**	**A**
84	**C**	**B**	**D**	**F**
88	**D**	**C**		**B**
92		**D**		**C**
96				**D**
100				

Annexe 3 : Organisation spatio-temporelle de la deuxième séance

temps (min)	salle 1	salle 2	salle 3	échographie
4	**G**			
8	**H**	**G**		
12	**I**	**H**	**G**	
16	**J**	**I**	**H**	**G**
20	**K**	**J**	**I**	**H**
24	**L**	**K**	**J**	**I**
28		**L**	**K**	**J**
32		**I**	**L**	**K**
36		**G**	**I**	**L**
40	**I**	**K**	**G**	
44	**G**	**J**	**K**	**I**
48	**K**	**L**	**J**	**G**
52	**J**	**H**	**L**	**K**
56	**L**		**H**	**J**
60	**H**			**L**
64			**K**	**H**
68	**K**		**G**	
72	**G**	**K**	**L**	
76	**L**	**G**	**H**	**K**
80	**H**	**L**	**I**	**G**
84	**I**	**H**	**J**	**L**
88	**J**	**I**		**H**
92		**J**		**I**
96				**J**
100				

Annexe 4 : Groupes d'animaux pour chaque séance

1ère séance	Identification réduite	Nom	Date de naissance	Sexe	Robe	Poids (kg)
A	5491	Nefertiti	sept-07	F	bleu et blanche	3
B	6710	Ouistiti	déc-06	F	bleu	3.4
C	6713	Taguada	déc-06	F	bleu et blanche	4.6
D	6723	Joueur	déc-06	M	bleu	4.16
E	6837	Blue blue	déc-06	M	bleu	4.32
F	6874	Calin	déc-06	M	bleu	3.7

2ème séance	Identification réduite	Nom	Date de naissance	Sexe	Robe	Poids (kg)
G	6622	Blacky	nov-06	M	tigrée	4.16
H	6876	Panpan	déc-06	M	marbrée	4.5
I	6878	Blackynette	déc-06	F	tigrée	3.62
J	6890	Bouboule	déc-06	F	tigrée	4.18
K	6893	Brownie	déc-06	F	marbrée	4.3
L	7678	Minus	juin-08	F	tigré et blanc	4.12

Annexe 5 : Présentation et mode d'emploi de l'échelle visuelle analogique

Définition

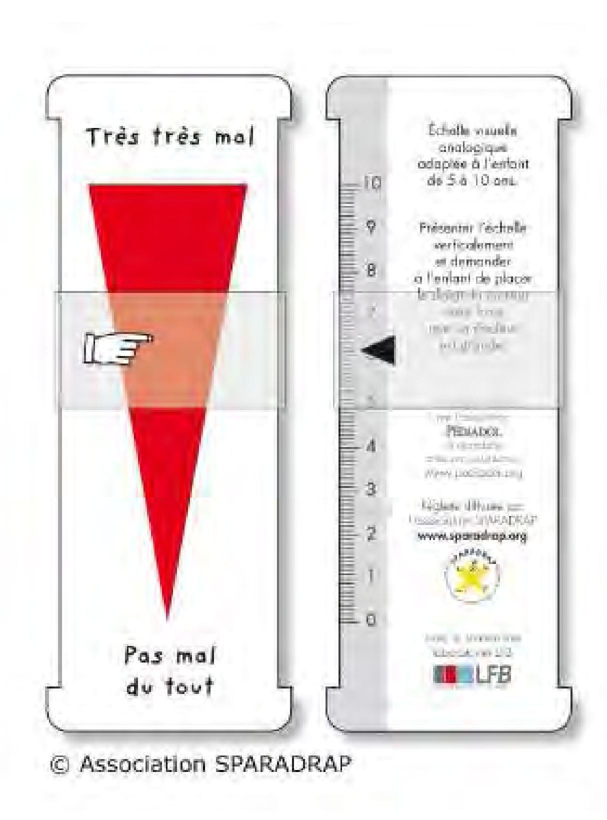
C'est une échelle d'auto-évaluation. Elle est sensible, reproductible, fiable et validée aussi bien dans les situations de douleur aiguë que de douleur chronique.

Description

L'EVA se présente sous la forme d'une réglette en plastique de 10 cm graduée en mm, qui peut être présentée au patient horizontalement ou verticalement.

Sur la face présentée au patient, se trouve un curseur qu'il mobilise le long d'une ligne droite dont l'une des extrémités correspond à "*Absence de douleur*", et l'autre à "*Douleur maximale imaginable*".

Le patient doit, le long de cette ligne, positionner le curseur à l'endroit qui situe le mieux sa douleur . Sur l'autre face, se trouvent des graduations millimétrées vues seulement par le soignant. La position du curseur mobilisé par le patient permet de lire l'intensité de la douleur, qui est mesurée en mm.



Annexe 6 : Tableau des résultats bruts

		Manipulateur 1		Manipulateur 2		Manipulateur 3		Mesure échographique
Chat	Passage	diamètre (cm)	décision (O/N)	diamètre (cm)	décision (O/N)	diamètre (cm)	décision (O/N)	
A	1	3.5	N	3.1	O	2.2	N	3.49
A	2	3.2	O	3.8	O	2.8	O	3.35
A	3	2.9	N	3.2	O	2.1	O	3.46
B	1	4.6	O	3.7	O	4	O	3.94
B	2	4.6	O	3.4	O	2.9	O	3.79
B	3	4.2	O	4	O	2.5	O	3.62
C	1	5.5	O	6.5	O	4.5	O	5.84
C	2	4.5	O	6.3	O	3.7	O	5.9
C	3	4.9	O	7	O	3.1	O	5.86
D	1	3.4	N	3.5	O	2.5	O	4.21
D	2	4.9	O	4.4	O	2.6	O	4.74
D	3	3.9	O	4.8	O	2.7	O	4.26
E	1	3.7	O	3.9	O	2	O	4.96
E	2	3.9	O	3.5	O	1.6	N	4.04
E	3	3	N	3.3	O	2.3	O	4.14
F	1	4	O	3.3	O	3	O	3.09
F	2	3.3	O	4.4	O	2.8	O	3.13
F	3	3.2	O	3	O	2.1	O	2.93
G	1	3.3	O	3.8	O	2	O	5.22
G	2	3.5	N	4.2	O	2.6	O	5.06
G	3	3.9	O	4.3	O	2.3	O	5.1
H	1	5.4	O	4.9	O	2.7	O	4.65
H	2	5.5	O	6.2	O	3.4	O	4.8
H	3	4.8	O	6.1	O	3.2	O	5.09
I	1	4.4	O	4.2	O	2.7	O	3.53
I	2	4	O	4.8	O	2.2	O	3.61
I	3	4.2	O	4.2	O	2.9	O	3.84
J	1	6	O	5.9	O	3.2	O	4.6
J	2	5.7	O	6.8	O	3.7	O	4.06
J	3	5.3	O	6.7	O	3.6	O	4.71
K	1	4.4	O	5.5	O	2.9	O	3.31
K	2	4.8	O	5.9	O	3.6	O	3.31
K	3	5.5	O	5.3	O	3.3	O	3.55
L	1	4.3	O	5.3	O	2.7	O	4.21
L	2	4.4	O	5.1	O	2.1	O	4.28
L	3	3.8	O	5.8	O	2.6	O	4.12